



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**Prevalencia de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*)
de crianza familiar-comercial en el distrito de
Matahuasi, provincia de Concepción, Junín**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Fiorela Mirella SANTOS ROMÁN

ASESOR

Mg. Amanda Cristina CHÁVEZ VELÁSQUEZ DE GARCÍA

Lima, Perú

2018



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

Santos, F. (2018). *Prevalencia de ectoparásitos en cuyes (Cavia porcellus) de crianza familiar-comercial en el distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín*. Tesis para el título profesional de Médico Veterinario. Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.

HOJA DE METADATOS COMPLEMENTARIOS

CÓDIGO ORCID DEL ASESOR:

Amanda Cristina Chávez Velásquez: 0000-0001-8747-0491

DNI DEL AUTOR:

Fiorela Mirella Santos Román: 72765369

GRUPO DE INVESTIGACIÓN:

Grupo de investigación en Parasitología veterinaria y zoonosis (GIPAVETZ)

FINANCIAMIENTO:

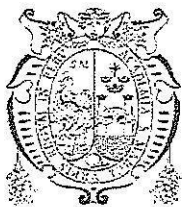
Autofinanciado.

UBICACIÓN GEOGRÁFICA DONDE SE DESARROLLO LA INVESTIGACIÓN:

Distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, departamento de Junín:
74°51'39.85'' W, 12°36'5.26'' S.

AÑO O RANGO DE AÑOS QUE LA INVESTIGACIÓN ABARCO:

Desde el 2017 hasta el 2018



Universidad Nacional Mayor de San Marcos
Universidad del Perú, Decana de América
Facultad de Medicina Veterinaria
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el **lunes 17 de diciembre de 2018**, a las **14:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° 0270-EPMV/FMV-2018, integrado por los siguientes profesores:

MV. Mg. Siever Miguel Morales Cauti	Presidente de Jurado
MV. Mg. Amanda Cristina Chávez Velásquez	Asesor de la Tesis
MV. Mg. Sandra Gracia Bezada Quintana	Miembro del Jurado
MV. Mg. Rosa Ysabel Pinedo Vicente	Miembro del Jurado

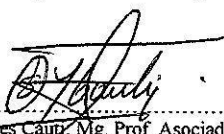
Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, el Bachiller Doña: **SANTOS ROMÁN, FIORELA MIRELLA** para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

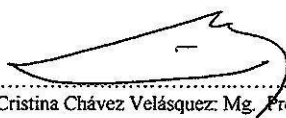
“PREVALENCIA DE ECTOPARÁSITOS EN CUYES (*Cavia porcellus*) DE CRIANZA FAMILIAR-COMERCIAL EN EL DISTRITO DE MATAHUASI, PROVINCIA DE CONCEPCIÓN, JUNÍN”


Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Asesor de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECIOCHO (18)**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **3:35 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:


Siever Miguel Morales Cauti, Mg. Prof. Asociado, T.C


Amanda Cristina Chávez Velásquez, Mg. Prof. Principal D.E


Sandra Gracia Bezada Quintana, Mg. Prof. Asociado D.E


Rosa Ysabel Pinedo Vicente, Mg. Prof. Auxiliar D.E



DEDICATORIA

A Dios por su amor y su presencia en cada uno de mis pasos.

A mis padres, Rosa y Victor, por sembrar en mí buenos valores y sentimientos. Gracias por el amor incondicional, por creer en mí y estar presente en este largo camino. Los amo mucho y son mi motivo para seguir adelante.

A mi hermana, Kathy, por creer en mí y darme las fuerzas para seguir siempre con mis sueños.

A mi Mami China, Mami Pathy y Papalucho, más que mis abuelos son como mis segundos padres. Me enseñaron muchas cosas y me encaminaron por el buen sendero.

A mis tíos Yony y Marco, por el apoyo, los consejos y el amor que me han dado desde que tengo uso de razón.

A mis primos Yadira, Mathias, Thiago, Alessandra y Valentina, mis pequeños amores, por ser uno de mis motivos para seguir adelante.

A Juan Carlos, por ser la persona que siempre me roba una sonrisa, quién me motiva y me da las fuerzas para seguir logrando mis sueños.

AGRADECIMIENTO

A la Dra. Amanda Chávez, por sus enseñanzas, consejos y apoyo, que me brindó durante la elaboración de este trabajo.

A la Dra. Rosa Pinedo, por su asesoramiento y ayuda durante este proceso.

A mis amigos Claudia, Walter, Danika y Adheli, gracias por tantos años de amistad.

A mis amigos de aventuras, Claudia y Walter, por la ayuda que me brindaron durante la toma de muestras. Siempre les estaré agradecida.

A los productores de la “Asociación de criadores de animales menores de Matahuasi” por la facilidad que me dieron para la toma de las muestras.

INDICE

RESUMEN	vii
ABSTRACT	viii
ÍNDICE DE CUADROS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	x
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1. GENERALIDADES DEL CUY	3
2.2. DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA	4
2.3. IMPORTANCIA DEL CUY	4
2.4. SISTEMA DE PRODUCCIÓN.....	6
2.4.1. Sistema Familiar	6
2.4.2. Sistema Familiar – Comercial	6
2.4.3. Sistema Comercial.....	6
2.5. ETAPAS PRODUCTIVAS.....	7
2.5.1. Cría o Recría I	7
2.5.2. Recría II o Engorde.....	7
2.5.3. Reproducción o Empadre	7
2.6. PARASITISMO EXTERNO DE CUYES	7
2.9.1. INFESTACIÓN POR PIOJOS (Orden Phthiraptera)	9
2.9.1.1. Generalidades:.....	9
2.9.1.2. Morfología.....	9
a) Familia Gyropidae.....	10
b) Familia Trimenoponidae	11
2.9.1.3. Epidemiología	11
2.9.1.5. Ciclo biológico.....	12
2.9.1.6. Signos clínicos	13
2.9.1.7. Diagnóstico	14
2.9.1.8. Control y tratamiento	14
2.9.2. INFESTACIÓN POR PULGAS (ORDEN SIPHONAPTERA).....	15
2.9.2.1. Generalidades	15

2.9.2.2.	Morfología.....	15
2.9.2.3.	Epidemiología	16
2.9.2.5.	Signos clínicos	18
2.9.2.6.	Diagnóstico.....	19
2.9.2.7.	Control y tratamiento	19
2.9.3.	INFESTACIÓN POR ÁCAROS (ORDEN ACARIFORME).....	20
2.9.3.1.	Generalidades	20
2.9.3.1.	Sub Orden Astigmata.....	20
2.9.3.1.1	Familia <i>Sarcoptidae</i>	20
2.9.3.1.2.	Familia <i>Atopomelidae</i>	25
2.9.3.2.	Suborden Prostigmata	28
2.9.3.2.1.	Familia <i>Democidae</i>	28
2.9.3.2.2.	Familia <i>Cheyletiellidae</i>	30
2.9.3.3.	Suborden Mesostigmata	31
2.9.3.3.1.	Familia <i>Dermanyssidae</i>	32
2.9.3.3.1.	Familia <i>Macronyssidae</i>	34
III.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	39
3.1.	Lugar y tiempo	39
3.2.	Información meteorológica.....	39
3.3.	Tamaño muestral.....	39
3.4.	Evaluación clínica y colecta de información	40
3.5.	Técnicas de recuperación de ectoparásitos	40
3.5.1.	Técnica de raspado de piel.....	40
3.5.2.	Técnica de la cinta adhesiva transparente	40
3.5.3.	Técnica de tricograma:	40
3.5.4.	Técnica del peine fino.....	40
3.6.	Procesamiento parasitológico.....	40
3.7.	Montaje de ectoparásitos	41
3.8.	Identificación de ectoparásitos	41
3.9.	Análisis de datos	42
IV.	RESULTADOS.....	43
V.	DISCUSIÓN.....	49
VI.	CONCLUSIÓN.....	54
VII.	BIBLIOGRAFÍA.....	55

RESUMEN

El objetivo del estudio fue determinar la prevalencia de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial en el Distrito de Matahuasi, Provincia de Concepción, Junín. Asimismo, identificar las especies parasitarias, tipo asociación parasitaria (monoparasitismo, biparasitismo y poliparasitismo) y evaluar la asociación entre la presencia de ectoparásitos y las variables etapa productiva y sexo. Se evaluaron 299 cuyes bajo el sistema de crianza familiar – comercial entre enero a marzo del 2017. Los ectoparásitos fueron recolectados mediante cuatro técnicas (Raspado profundo de piel, cinta adhesiva, tricograma y peinado fino). Las muestras fueron trasladadas al Laboratorio de Microbiología y Parasitología – Sección de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos para su evaluación. Todos los ectoparásitos fueron examinados por observación directa al microscopio con aumento de 10X y 40X, y si algún ectoparásito resultó difícil su identificación directa, se continuaba con aclarados de KOH al 10%. Se obtuvo una prevalencia de $67\pm 5.33\%$, identificándose 3 especies de acariformes ($63\pm 5.5\%$) y una especie de Phthiraptera ($12\pm 3.7\%$). Dentro de los acariformes se identificó *Ornithonyssus bursa* (53%), *Chirodiscoides caviae* (15%), *Dermanyssus gallinae* (7%). Como única especie Phthiraptera presente, fue identificada *Gliricola porcelli* (12%). Asimismo, dentro de las asociaciones parasitarias el monoparasitismo (75%) fue el más frecuente. No se encontró asociación significativa ($p>0.05$) entre la presencia de ectoparásitos y las variables etapa productiva y sexo.

Palabras claves: Cuyes, ácaros, piojos, crianza familiar-comercial.

ABSTRACT

The objective of the study was to determine the prevalence of ectoparasites in guinea pigs (*Cavia porcellus*) of family-commercial breeding in the District of Matahuasi, Province of Concepción, Junín. Also, identify the parasitic species, type parasitic association (monoparasitism, biparasitism and poliparasitism) and evaluate the association between the presence of ectoparasites and the productive stage and sex variables. 299 guinea pigs were evaluated under the family - commercial breeding system from January to March 2017. The ectoparasites were collected using four techniques (deep skin scraping, adhesive tape, trichogram and fine combing). The samples were transferred to the Laboratory of Microbiology and Parasitology - Section of Parasitology of the Faculty of Veterinary Medicine of the Universidad Nacional Mayor de San Marcos for evaluation. All ectoparasites were examined by direct observation under a microscope with 10X and 40X magnification, and if some ectoparasite proved difficult to identify directly, it was continued with rinses with 10% KOH. A prevalence of $67 \pm 5.33\%$ was obtained, identifying 3 species of acariformes ($63 \pm 5.5\%$) and one species of Phthiraptera ($12 \pm 3.7\%$). Within the acariformes were identified *Ornithonyssus bursa* (53%), *Chirodiscoides caviae* (15%), *Dermanyssus gallinae* (7%). As the only Phthiraptera species present, *Gliricola porcelli* (12%) was identified. Likewise, within parasitic associations, monoparasitism (75%) was the most frequent. No significant association was found ($p > 0.05$) between the presence of ectoparasites and the productive stage and sex variables.

Key words: Guinea pig, mites, lice, family-commercial breeding

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1: Cuadro comparativo respecto a los diferentes de valores nutricionales de la carne del cuy con otras especies de animales	5
Cuadro 2: Clasificación taxonómica de los principales ectoparásitos encontrados en cuyes	8
Cuadro 3: Cuadro comparativo de morfología entre <i>Gliricola porcelli</i> , <i>Gyropus ovalis</i> y <i>Trimenopon hispidum</i> .	11
Cuadro 4: Cuadro comparativo de morfología entre <i>Sarcoptes scabiei</i> , <i>Notoedres cati</i> y <i>Trixacarus caviae</i> .	22
Cuadro 5: Prevalencia de ectoparasitismo y asociación con las variables sexo y etapa productiva, en cuyes (<i>Cavia porcellus</i>) de crianza familiar-comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017	43
Cuadro 6: Intensidad media y rango por especie de ectoparásitos en cuyes (<i>Cavia porcellus</i>) positivos a infestación parasitaria del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017	44
Cuadro 7: Tipo de parasitismo en cuyes (<i>Cavia porcellus</i>) de crianza familiar - comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2018.	45
Cuadro 8: Especies parasitarias identificadas con las técnicas de Tricograma, Cinta Adhesiva y Peinado Fino, en cuyes (<i>Cavia porcellus</i>) de crianza familiar - comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017	46

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1: Ciclo biológico de los piojos en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>).	13
Figura 2: Morfología de la cabeza y protórax de especies de pulgas que infestan a cobayos (<i>Cavia porcellus</i>). (A) <i>Ctenocephalides felis</i> (B) <i>Ctenocephalides canis</i> (C) <i>Pulex irritans</i> (D) <i>Nosopsyllus fasciatus</i> (E) <i>Xenopsylla cheopis</i> (F) <i>Leptopsylla segnis</i> . (Fuente: Mullen G y Durden L, 2002).	16
Figura 3: Ciclo biológico de los pulgas en cobayos (<i>Cavia porcellus</i>). (Fuente: Quiroz, 2005).	18
Figura 4: <i>Chirodiscoides caviae</i> adulto macho y hembra (a) vista dorsal, (b) vista ventral. (Fuente: Al – Rabiai <i>et al.</i> , 1983)	26
Figura 5: <i>Dermanyssus gallinae</i> . (Fuente: Taylor <i>et al.</i> , 2016)	32
Figura 6: Principales diferencias de <i>Ornithonyssus bacoti.</i> , <i>Ornithonyssus sylviarum</i> , <i>Ornithonyssus bursa</i> , vista ventral.	35
Figura 7: Características morfológicas de <i>Gliricola porcelli</i> . a y b. especímenes observados en microscopio (10X). c. Tarso, obsérvese la falta de uña tarsal (flecha verde). d. Aparato reproductor de la hembra. e. Aedeagus (flecha azul). f. Estigmas respiratorios (flechas rojas). (Fuente: Santos, 2018).	47
Figura 8: Características morfológicas de <i>Chirodiscoides caviae</i> . a. Vista ventral, nótese las dos primeras pares de patas se encuentran más desarrollada que las posteriores (flecha roja). b. Gnotosoma (flecha verde) y Placa esternal estriada (flecha azul). c. Espécimen observado en microscopio (10X). (Fuente: Santos, 2018).	47
Figura 9: Características morfológicas de <i>Dermanyssus gallinae</i> . a. Espécimen observado en microscopio (10X). b. Placa esternal, nótese los dos pares de setas (flecha roja). c. Extremo posterior de la placa ventrogenital, nótese que es del mismo tamaño que la placa anal (flecha azul). d. Placa anal (flecha verde). (Fuente: Santos, 2018).	48
Figura 10: Características morfológicas de <i>Ornithonyssus bursa</i> . a. Espécimen observado en microscopio (10X). b. Placa esternal, nótesela forma de la misma y los tres pares de setas (flecha verde). c. Placa anal (flecha azul). (Fuente: Santos, 2018).	48

I. INTRODUCCIÓN

El cuy es un mamífero roedor herbívoro, oriundo de la cordillera de los andes de Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú. En los últimos años, su crianza se ha incrementado principalmente debido a su precocidad, prolificidad, alto valor nutricional, buena conversión alimenticia y adaptación a diversos ecosistemas (Chauca, 1999; Bustamante y Bustamante, 2009).

La utilidad del cuy (*Cavia porcellus*) varía en diversos países, ya sea como mascota, animal de experimentación o con fines de generar rentabilidad económica a través del consumo de su carne. En nuestro país básicamente es utilizado como animal de producción, donde los problemas de piel forman parte de las complicaciones sanitarias y los ectoparásitos constituirían uno de los aspectos causantes de dichos trastornos. Además de transmitir diversos patógenos, pueden predisponer infecciones secundarias (Chauca, 1997; Florián, 1999) y usualmente su manifestación lenta e insidiosa puede pasar desapercibida con efectos negativos que se traducen en pérdidas económicas no cuantificables para los productores cavícolas (Chauca, 1997).

Los ectoparásitos, son un factor importante dentro de las enfermedades parasitarias. Existen tres grupos importantes de ectoparásitos (piojos, pulgas y ácaros), los cuales tienen gran importancia epidemiológica, porque actúan como transmisores de microorganismos patógenos, como virus, bacterias, rickettsias, protozoarios y helmintos (Paiva *et al.*, 2004).

Florián (1999) menciona los estudios realizados por Leguía entre 1987-1988, estimó la prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos en 150 cuyes de 4 departamentos del Perú (Cajamarca, Huaraz, Huancayo y Lima), bajo condiciones de explotación familiar, los cuales dieron una prevalencia de 100% a endoparásitos y ectoparásitos; concluyendo que el principal problema es el ectoparasitismo, hallando el 100% de prevalencia de piojos, 78% de pulgas y el 57% ácaros (*Dermanyssus gallinae*).

Posteriormente estudios realizados por Dittmar (2001), quien examinó 17,421 cuyes (*Cavia porcellus*) en 14 departamentos del Perú, encontró principalmente pulgas como *Pulex* spp. *Tiamastus cavicola*, *Xenopsylla cheopis*, *Ctenocephalides felis* y *Echidnophaga gallinacea*. Además encontró piojos como *Gliricola porcelli*, *Trimenopon hispidum* y *Gyropus ovalis*. Asimismo, ácaros como *Ornithonyssus bacoti*, *Dermanyssus gallinae* y *Chirodiscoides caviae*.

En ceja de selva, Robles *et al.* (2014) determinaron la frecuencia de la parasitosis externa en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar comercial, en dos épocas del año (lluvia y seca). Las frecuencias encontradas en las épocas de lluvia y seca fueron 71 y 83% respectivamente. Las especies halladas en el estudio fueron *Chirodiscoides caviae*, *Trixacarus caviae*, *Dermanyssus gallinae*, *Ornithonyssus* spp., *Cheyletiella* spp., *Gliricola porcelli*, *Trimenopon hispidum*, y *Gyropus ovalis*. Por otro lado, la mayor frecuencia se encontró en *Chirodiscoides caviae* y *Gliricola porcelli* con valores en la época seca (67 y 37%) y lluvia (57 y 32%), respectivamente. Además la asociación parasitaria predominante fue monoparasitismo (*Chirodiscoides caviae*) con frecuencias del 58%.

Gordillo (2015) evaluó 200 cuyes en la provincia de Arequipa. Encontrando una prevalencia del 75.5% de ectoparásitos. Al relacionar la prevalencia con el sexo de los animales, encontró que esta fue mayor en hembras (59.6%) que en machos (40.4%). Encontró dos especies de ectoparásitos: *Dermanyssus gallinae* (30.5%) y *Echidnophaga gallinacea* (20%), además se halló biparasitismo en un 25%.

Matahuasi es un distrito en el cual la cavicultura está en pleno crecimiento, diversas asociaciones de criadores tienen asesoramiento de diversas entidades particulares que les brindan conocimiento en cuanto al manejo y sanidad; a pesar de ello muchos productores no manejan un adecuado manejo y control sanitario.

El objetivo de este estudio fue estimar la prevalencia de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar comercial en el Distrito de Matahuasi, Provincia de Concepción, Junín. Asimismo identificar las especies parasitarias, tipo parasitario (monoparasitismo, biparasitismo y poliparasitismo) y evaluar la asociación entre la ectoparasitosis y las variables etapa productiva y sexo.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1. GENERALIDADES DEL CUY

El cuy (*Cavia porcellus*), también llamado cobayo, es un mamífero roedor herbívoro, oriundo de la Cordillera de los Andes de Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú. Además es un producto alimentario con alto valor nutricional que contribuye a la seguridad alimentaria para poblaciones de escasos recursos (Avilés *et al.*, 2014).

Las ventajas de la crianza de esta especie radica en su calidad de especie herbívora, su ciclo reproductivo corto, la facilidad de adaptación a diferentes ecosistemas y su alimentación versátil que utiliza insumos no competitivos con la alimentación de otros monogástricos (Chauca, 1997).

El cuy es una especie herbívora, monogástrica, que realiza la cecotrofia para reutilizar el nitrógeno y por características anatómicas es un fermentador post- gástrico (Dean *et al.*, 2007). En su dieta es indispensable agregar una fuente de vitamina C (ácido ascórbico), debido a que carecen de la enzima L – gulonolactona oxidasa, que es necesaria para la síntesis de ácido ascórbico a partir de glucosa. Por ello se debe adicionar en la dieta alimentos verde que realizan el aporte de dicha vitamina (Quesenberry *et al.*, 2012).

El cuy es un animal vivíparo, polipara y poliéstrica, con actividad reproductiva durante todo el año. Su período de gestación es de 59 – 72 días, depende del tamaño de camada que por lo general oscila entre 1 a 6 crías (Dean *et al.*, 2007). Además, se caracterizan por presentar celo post parto, el cual se da presenta dentro de las 3 o 4 horas después del alumbramiento. Las crías nacen con ojos y oídos funcionales, provistos de incisivos, cubierto de pelos y tienen la capacidad de desplazarse al poco tiempo de nacidas (Chauca, 1997).

Este roedor tiene una alta capacidad de adaptación a diversas condiciones climáticas, se encuentra en diversos pisos altitudinales y se desarrolla bien en zonas frías como cálidas. Se

desarrollan bien en climas templados, pudiéndose adaptar más a climas fríos que calientes, las temperaturas superiores a 30°C afectan a estos animales pudiendo llegar a presentar estrés de calor y por consiguiente no rendir productivamente como debería ser (Chauca, 1997; Chauca, 2007).

2.2.DESCRIPCIÓN TAXONÓMICA

El naturista Linnaeus, otorgo el nombre científico al cuy (*Cavia porcellus*). Su clasificación taxonómica pertenece a la siguiente clasificación (ITIS, 2018).

“Reino	:	Animalia
Filo	:	Chordata
Clase	:	Mammalia
Orden	:	Rodentia
Sub orden	:	Hystricomorpha
Familia	:	Caviidae
Sub familia	:	Caviinae
Género	:	Cavia
Especie	:	<i>Cavia porcellus</i> ”

Fuente: ITIS, 2018

2.3.IMPORTANCIA DEL CUY

El cuy es un animal precoz, prolifero, adaptable a diversos ecosistemas, y su alimentación es muy versátil (Chauca, 1997).

La población de cuyes en los países andinos se estima en 36 millones de animales. El Perú es el mayor productor con 17,000 toneladas de carne al año destinada principalmente al autoconsumo y una población aproximadamente de 22 millones de cuyes que habitan zonas especialmente alto andinas (Zevallos, 2001).

El consumo per cápita de la carne de cuy se estimó en 0.607 kg en el 2003, siendo una de las carnes de menor consumo, solo superando el consumo de la carne de cordero (0.25 kg) (MINAGRI, 2012).

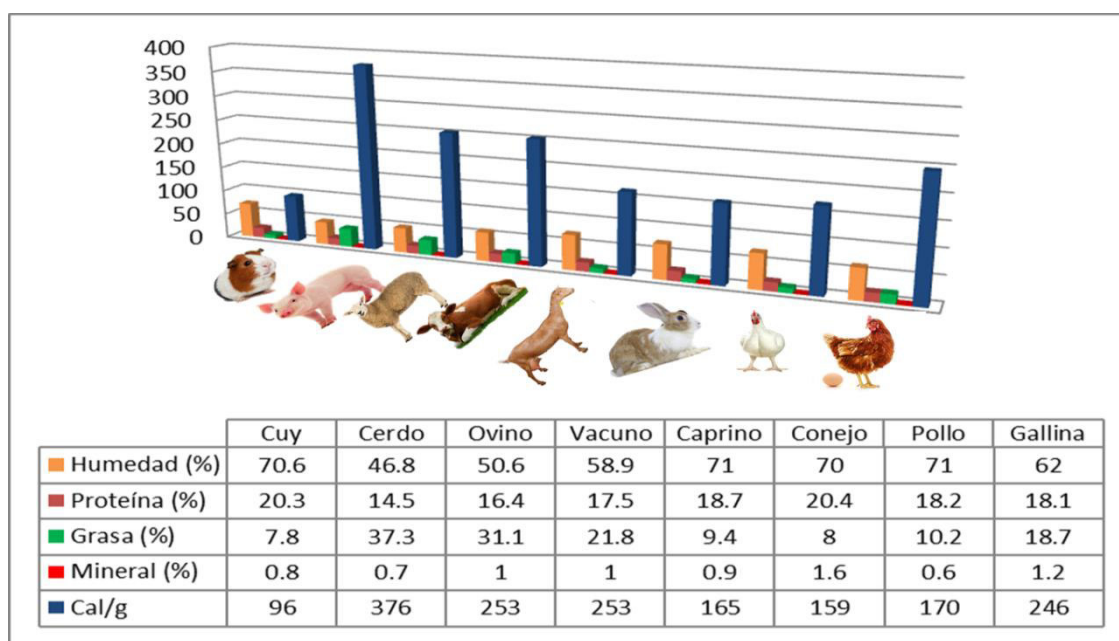
La carne de cuy tiene grandes ventajas respecto a otras carnes (cuadro 1). Es magra, es decir con un porcentaje de grasa menor al 8%, alto valor proteico (20.3%), bajo contenido de colesterol (65 mg/100mg) y sodio. Así mismo posee sustancias únicas que otras carnes no poseen y son esenciales para el desarrollo del ser humano, como el ácido graso araquidónico

(AA) y el ácido graso docosahexaenoico (DHA), también es una fuente rica en minerales, vitaminas y posee un gran aporte en hierro (Gil, 2007; Gallo *et al.*, 2015).

Por sus propiedades es una fuente proteica animal idónea para toda la población en distintas situaciones fisiológicas (embarazo o etapa de lactación) (Gil, 2007). Además por ser una fuente alta en hierro ayuda a luchar contra la anemia y la desnutrición en gestantes y recién nacidos (Álvarez, 2014).

Este pequeño roedor alrededor del mundo ha tenido varios usos; a partir del siglo XVI, el cuy tomó mayor popularidad como animal de exhibición y como mascota, hasta se formaron asociaciones para realizar competencias entre razas (New Zeland Cavy Club en Nueva Zelanda y Australian National Cavy Council en Australia). Además es usado como animal de experimentación, utilizado por farmacéuticas para pruebas de tinte para el cabello y su sangre es usado para tratamientos en oncología, ya que posee una enzima que es denominada α -asparaginasa (Áviles *et al.*, 2014). Por otro lado en el área agrícola, los cuyes cumplen la función de roer y dejar limpio la fruta “tocte” para ser luego comercializado (Pazmiño, 2005). Por otra parte el estiércol del cuy es utilizado como fertilizante de cultivos; asimismo la piel también es utilizada en la peletería para la elaboración de artesanías y artículos de cuero como bolsas, carteras, billeteras, entre otros (Vargas, 2011).

Cuadro 1: Cuadro comparativo respecto a los diferentes de valores nutricionales de la carne del cuy con otras especies de animales



Fuente: Gallo *et al.*, 2015

2.4. SISTEMA DE PRODUCCIÓN

Se han descrito tres diferentes niveles de producción: familiar, familiar – comercial y comercial. Esta clasificación está caracterizada por la función que cumplen dentro del contexto de la unidad productiva (Chauca, 1997).

2.4.1. Sistema Familiar

La crianza familiar es la más difundida en la región andina. Se caracteriza por desarrollarse fundamentalmente sobre la base de insumos y mano de obra disponible en el hogar. Asimismo, el manejo de los animales es pobre, se les mantienen todos en un solo grupo sin importar el sexo o la edad, por ende este sistema se caracteriza por tener escasa o nula variabilidad genética y alta mortandad de crías (Chauca, 1997).

Se mantiene una producción máximo de 50 animales (MINAGRI, 2012). La alimentación es a base de rastros, maleza y residuos de cocina; además los cuyeros generalmente se ubican en la cocina y la línea predominante son los cuyes criollos. Este tipo de crianza en ocasiones es usado como una reserva económica en épocas de crisis (Chauca, 1997).

2.4.2. Sistema Familiar – Comercial

Se origina a partir de una crianza familiar organizada. Los productores invierten más en la producción (infraestructura, tierra para siembra y mano de obra) (Chauca, 1997).

Generalmente se tiene una población entre 100 a 500 cuyes, con un máximo de 150 reproductoras. En esta producción se usan galpones, los animales son agrupados por sexo, edad y clase. Por otro lado, el germoplasma predominante es el mestizo obtenido por el cruzamiento mejorado del criollo. La alimentación en este sistema es a base de subproductos agrícolas, pastos cultivados y en algunos casos se complementa con alimento balanceado. Dentro del manejo sanitario se realiza destetes y sacas oportunas, y periódicamente se dan controles sanitarios para el control de ectoparásitos (Chauca, 1997).

2.4.3. Sistema Comercial

Es un tipo de producción que ha ido avanzando en los últimos años, y aún se encuentra en pleno proceso de crecimiento tanto en las ciudades de la costa como en la sierra; se trata principalmente de empresas agropecuarias, donde utilizan tecnología y animales de líneas mejoradas (Chauca, 1997; MINAGRI, 2012).

Esta crianza mantiene áreas de cultivo para siembra de forraje y usan alimento balanceado. Se manejan diferentes instalaciones para los reproductores y las crías. Asimismo, se

mantienen al día registros de producción que garantiza la rentabilidad de la explotación. Al mercado salen cuyes parrilleros no mayores de 10 semanas y con un peso promedio de 900 g (Chauca, 1997).

2.5. ETAPAS PRODUCTIVAS

2.5.1. Cría o Recría I

Esta etapa comprende desde el destete (segunda semana de edad) hasta la cuarta semana de edad. Los animales son sexados cuando culmina esta etapa. La alimentación que reciben contiene mayor porcentaje de proteínas (17%) y los gazapos en esta etapa triplican su peso de nacimiento por ende deben suministrarle alimento de calidad (Ordoñez, 1997).

2.5.2. Recría II o Engorde

Esta etapa se inicia a partir de la cuarta semana de edad hasta la novena o decima semana de edad (edad de comercialización), no debe prolongarse este tiempo para evitar que los machos peleen y las heridas producidas no malogren la carcasa. Se les ubica en lotes uniformes en edad, tamaño y sexo, estos lotes deben ser homogéneos y se manejan áreas de 1 m x 1.25 m para 8 a 10 cuyes. La dieta que corresponde a esta etapa contiene alto porcentaje de energía y bajo en proteínas (14%) (Chauca, 1997).

2.5.3. Reproducción o Empadre

Las hembras pueden iniciar su apareamiento cuando alcanzan un peso promedio de 542 g, pero no menor de 2 meses de edad. Por otro lado, el macho debe iniciarse a los 4 meses de edad y con un peso mayor a 1 kg, es necesario que el macho sea de mayor peso que las hembras para que posea el dominio de la poza. Los reproductores se encuentran en pozas o jaulas en una relación de 1:7 hasta 1:10 (macho y hembras), las pozas recomendadas deberían tener un área de 1.5 m x 1 m x 0.5 m (Chauca, 1997).

2.6. PARASITISMO EXTERNO DE CUYES

Los ectoparásitos presentan gran importancia porque pueden actuar como transmisores de microorganismos patogénicos, entre ellos los virus, riquetsias, bacterias, protozoarios y helmintos (Paiva *et al.*, 2004; Taylor *et al.*, 2016). Existen tres grupos importantes de ectoparásitos, pertenecientes al phylum Arthropoda que infestan a los cobayos, piojos (Phthiraptera), pulgas (Siphonaptera) y ácaros (Acariformes) (cuadro 2).

Cuadro 2: Clasificación taxonómica de los principales ectoparásitos encontrados en cuyes

Clase	Orden	Suborden	Familia	Género y especie
Insecto	Phthiraptera	Amblycera	Gyropidae	<i>Gliricola porcellus</i>
				<i>Gyropus ovalis</i>
			Trimenoponidae	<i>Trimenopon hispidum</i>
	Siphonaptera		Ceratophyllidae	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>
				<i>Ctenocephalides canis</i>
				<i>Ctenocephalides felis</i>
			Pulicidae	<i>Echidnophaga gallinácea</i>
				<i>Tunga penetrans</i>
				<i>Xenopsylla cheopis</i>
				<i>Pulex irritans</i>
				<i>Pulex simulans</i>
			Leptopsyllidae	<i>Leptopsylla segnis</i>
Arácnida	Acariformes	Astigmata	Sarcoptidae	<i>Trixacarus caviae</i>
				<i>Sarcoptes scabiae</i>
				<i>Sarcoptes cuniculli</i>
				<i>Notoedres muris</i>
		Psoroptidae	<i>Psoroptes</i> spp.	
		Myocoptidae	<i>Myocoptes musculus</i>	
		Listropheridae	<i>Chirodiscoides caviae</i>	
		Prostigmata	Cheyletidae	<i>Cheyletiella</i> spp.
			Demodicidae	<i>Demodex caviae</i>
	Dermanysidae		<i>Dermanyssus gallinae</i>	
	Parasitiformes	Mesostigmata	Macronysidae	<i>Ornithonyssus bacoti</i>
				<i>Ornithonyssus bursa</i>
<i>Ornithonyssus sylviarum</i>				

Fuente: Adaptado de Taylor *et al.*, 2016

2.9.1. INFESTACIÓN POR PIOJOS (Orden Phthiraptera)

2.9.1.1. Generalidades:

Los piojos son insectos sin alas, pertenecientes al orden Phthiraptera, el cual es un orden pequeño con alrededor de 3,500 especies, del cual solo 20 a 30 especies son de mayor importancia. Este orden es dividido en 4 sub órdenes: Anoplura, Amblycera, Ischnocera y Rynchophthirina (Wall y Shearer, 2001). No obstante algunos autores las clasifican de acuerdo al mecanismo de alimentación; en el orden Anoplura o Siphunculata (piojos chupadores) al suborden Anoplura y en el orden Mallophaga (piojos masticadores) a los subórdenes Amblycera (7 familias, 76 géneros y 850 especies), Ischnocera (3 familias, 130 géneros y 1800 especies) y Rynchophthirina (1 familia, 1 género y 3 especies). Sin embargo, el orden Mallophaga no es un grupo monofilético y la descripción “masticadores” es un nombre inapropiado y debe evitarse, ya que todos los piojos muerden (Soulsby, 1987; Mullen y Durden, 2002; Taylor *et al.*, 2016).

Los piojos Anoplura o chupadores contagian únicamente a mamíferos y se les denominan así por su forma de alimentación y tipo de alimentación (sangre); mientras los piojos masticadores infestan a aves y mamíferos, ellos se alimentan de secreciones de las glándulas sebáceas y descamaciones dérmicas de piel y plumas de su hospedador, aunque ciertos piojos masticadores absorben sangre (Cordero del Campillo *et al.*, 2001). Debido a las diferentes estrategias de alimentación de los dos órdenes, los piojos del orden Anoplura son más importantes que los del orden Mallophaga, en la transmisión de patógenos a sus huéspedes (Mullen y Durden, 2002).

Las especies que infestan principalmente a los cobayos pertenecen al suborden Amblycera y a las familias Gyropidae y Trimenopidae; siendo *Gliricola porcelli* y *Gyropus ovalis* pertenecientes a la primera familia y *Trimenopon hispidum* a la segunda familia.

2.9.1.2. Morfología

Los piojos son insectos ápteros, de coloración amarillenta a marrón oscuro, con cuerpos aplanados dorsoventralmente, su tegumento es bien esclerotizado y varía de tamaño de 0.5 – 8 mm de longitud (Wall y Shearer, 2001; Quiroz, 2005). Su cuerpo se divide en tres segmentos (cabeza, tórax y abdomen). La mayoría son ciegos o algunas especies presentan ojos primitivos que son manchas fotosensibles. Posee un par de pequeñas antenas y tres pares de patas articuladas (Urquhart *et al.*, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

Las patas robustas terminan en uñas que les permite aferrarse fijamente a los pelos y plumas. Las especies de piojos que afectan a los mamíferos se caracterizan por poseer una uña en cada pata, mientras que en las aves tienen dos uñas en cada miembro (Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

Los dos órdenes de piojos presentan diferencias morfológicas. Los Anopluros son usualmente más pequeños (2 mm) sin embargo hay especies que pueden llegar a 8 mm, tienen la característica de poseer la cabeza prolongada y estrecha, las antenas tienen 5 segmentos, no tienen palpos, presenta 3 estiletes que forman un conjunto fino de corte cuando chupan sangre, estas se encuentran invaginadas en un saco llamado prestomum en la cabeza de los anopluros y salen solo cuando se usan. Por otro lado, los Mallophagos poseen una cabeza más ancha y obtusa que el tórax (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007; Taylor *et al.*, 2016).

Los huevos poseen una forma cilíndrica con punta redondeada y una cubierta llamada “opérculo”. El oxígeno entra al embrión a través del micrópilo que se ubica sobre el opérculo (Serra – Freire y Pinto, 2006; Bowman, 2014).

Las familias de piojos (Gyropidae y Trimenoponidae) que infestan a cobayos se encuentran dentro del sub orden Amblycera (Bowman, 2014).

Este sub orden se caracteriza por ser de mediano tamaño (2 a 3 mm), posee la cabeza redondeada, los palpos maxilares se fragmentan de dos a cuatro segmentos; además las antenas se dividen en 4 porciones y solo el último segmento es visible (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007).

a) Familia Gyropidae


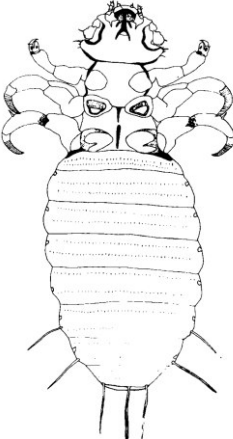
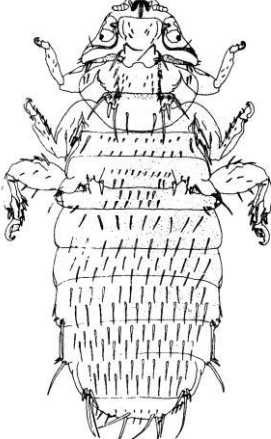
***Gliricola porcelli*:** Este piojo se caracteriza por poseer un cuerpo alargado, mide de 1 – 2 mm de longitud y 0.3 – 0.4 mm de ancho. Posee una cabeza casi simétrica y redondeada en la parte posterior. Las antenas segmentadas encuentran ocultas por las fosas antenales (Wall y Shearer, 2001). Los palpos maxilares tienen dos segmentos. Por otro lado, carecen de uñas tarsales y por ello las patas están modificadas y el abdomen presenta un surco ventral que le ayuda adherirse al pelo. Además, tiene cinco pares de estigmas respiratorios en el abdomen, estos son localizados ventralmente dentro de una placa espiracular esclerotizada definida (Ronald y Wagner, 1976; Serra – Freire y Pinto, 2006; Baker, 2007).

***Gyropus ovalis*:** Esta especie mide entre 1 – 1.2 mm de longitud y 0.5 mm de ancho, su cabeza se caracteriza por poseer una forma triangular, siendo más ancha en su extremo posterior. Los palpos maxilares y las antenas presentan 4 segmentos. Las antenas se localizan en fosas profundas (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007). Cada pata tiene una sola uña tarsal. Por otro lado, presenta 8 segmentos abdominales donde se ubican seis pares de estigmas respiratorios, localizadas ventrolateralmente dentro de una placa espiracular poco definida (Emerson y Price, 1975; Ronald y Wagner, 1976; Serra – Freire y Pinto, 2006).

b) Familia Trimenoponidae

***Trimenopon hispidum*:** Este piojo tiene dimensiones de 1.25 mm de longitud y 0.5 mm de ancho. Se caracteriza por poseer una cabeza de forma triangular y los palpos maxilares presentan cuatro segmentos (Baker, 2007; Taylor *et al.*, 2016). Sus patas son robustas, cada una tiene 2 uñas tarsales, el abdomen está compuesto por 5 segmentos y cinco pares de estigmas abdominales (Emerson y Price, 1975; Ronald y Wagner, 1976; Serra – Freire y Pinto, 2006).

Cuadro 3: Cuadro comparativo de morfología entre *Gliricola porcelli*, *Gyropus ovalis* y *Trimenopon hispidum*

	<i>Gliricola porcelli</i>	<i>Gyropus ovalis</i>	<i>Trimenopom hispidum</i>
			
Longitud	1 -2 mm	1 – 2 mm	1. 25 mm
Ancho	0.3 – 0.4 mm	0.5 mm	0.5 mm
Cabeza	Larga como ancha, redonda posteriormente	Forma triangular	Forma triangular
Palpos maxilares	2 segmentos	4 segmentos	4 segmentos
Uñas tarsales	No tiene	1 uña tarsal por pata	2 uñas tarsales por pata
Estigmas respiratorios (abdominales)	5 pares, localizados ventralmente, muy definidos.	6 pares, localizados ventrolateral, poco definidos	5 pares

Fuente: Ronald y Wagner, 1976; Wall y Shearer, 2001

2.9.1.3. Epidemiología

Los piojos se encuentran distribuidos en todo el mundo. En los hábitats templados, las poblaciones de piojos son dinámicas y exhiben fluctuaciones estacionales pronunciadas (Barriga, 2002). La transmisión se realiza por contacto directo, pero es posible una

contaminación cruzada entre diferentes especies hospedadoras si los animales tienen contacto físico. Además un factor contribuyente a la transmisión es las malas condiciones sanitarias. (Quiroz, 2005, Taylor *et al.*, 2016).

Estos parásitos son permanentes y altamente específicos de su hospedador. Cada especie tiende a encontrarse en una área anatómica particular del huésped (Urquhart *et al.*, 2001; Mullen y Durden, 2002; Wall y Shearer, 2001).

Las especies *Gyropus ovalis* y *Gliricola porcelli* usualmente son asociados uno con el otro (Rigby, 1976). En cambio *Trimenopon hispidum* es menos común que los otros dos (Zajac y Conboy, 2012).

En Venezuela, Emerson y Price (1975) reportaron en cobayos de los especies *Cavia porcellus* y *Cavia aperea* especies de piojos como *Gliricola lindolphoi*, *Gliricola porcelli* y *Gyropus ovalis*.

Posteriormente en Chile (1986), se reportó el primer caso de *Gliricola porcelli* en un cuy que era mantenido como mascota, dicho animal llegó a consulta por un problema cutáneo (Gorman *et al.*, 1986).

Florián (1999), menciona el estudio realizado por Leguía entre 1987-1988, quien realizó un diagnóstico sobre la prevalencia de ectoparásitos y endoparásitos de 150 cuyes en 4 departamentos del Perú (Cajamarca, Huaraz, Huancayo y Lima), bajo condiciones de explotación familiar, en dicho estudio se encontró una prevalencia del 100% de piojos.

Por otro lado, Dittmar (2000) encontró la presencia de *Trimenopon hispidum* y *Gliricola porcelli*, en momia de cuyes perteneciente a la cultura Chiribaya. Años después, estudios realizados en “*Cavia aperea*” procedentes de tres localidades del Perú encontró presencia de las especies *Gliricola porcelli*, *Pterophytirus alata* y *Polyplax spinulosa* (Dittmar, 2002).

Paiva *et al.* (2004), en Rio de Janeiro, evaluó 28 cuyes, encontrando las siguientes especies: *Gliricola porcelli* (96%), *Trimenopon hispidum* (93%) y *Gyropus ovalis* (18%).

Pereira (2006), en 33 *Cavia aperea*, encontró una prevalencia del 100% de piojos, hallando *Gliricola porcelli* (55%), *Gliricola lindolphoi* (48%), *Gyropus ovalis* (45%) y *Trimenopom hispidum* (97%).

2.9.1.5. Ciclo biológico

Todos los piojos tienen un ciclo evolutivo muy similar, son insectos con una metamorfosis hemimetábola. Los estadios van de huevo, ninfa y adulto; la ninfa es semejante al adulto y pasa

por 3 mudas antes de ser un adulto totalmente desarrollado (Urquhart *et al*, 2001; Mullen y Durden, 2002).

El parásito adulto pone los huevos (liendres) en la base del pelo o plumas del hospedero, después de un periodo de incubación que varía entre 1 a 2 semanas, desarrollándose la primera ninfa, la cual eclosiona. La “ninfa 1” evoluciona (se alimenta, crece y muda) a “ninfa 2”, de esta manera se vuelve a repetir el mismo proceso hasta “ninfa 3”, para luego dar paso al estadio “adulto” (sexualmente maduro), el tiempo de estadio de ninfa a ninfa es de 1 semana aproximadamente; con la postura de un nuevo huevo se inicia otro ciclo. Todo el ciclo, de huevo a adulto dura entre 4 a 6 semanas lo realizan sobre el hospedero. Son altamente específicos y no pueden completar su ciclo lejos del hospedero pero a veces pueden (Wall y Shearer, 2001 Quiroz, 2005; Bowman, 2014) (Figura 1).

La hembra sexualmente madura pone de 1 a 2 huevos por día. Los piojos en el estadio adulto pueden vivir alrededor de 1 mes, en el cual pueden llegar a tener entre 50 a 100 huevos. Los piojos son susceptibles al cambio de humedad, temperatura y condiciones fisiológicas del huésped siendo incapaz de sobrevivir fuera del hospedador más de 1 a 2 días y tienden a permanecer en un solo hospedero durante toda su vida (Wall y Shearer, 2001).

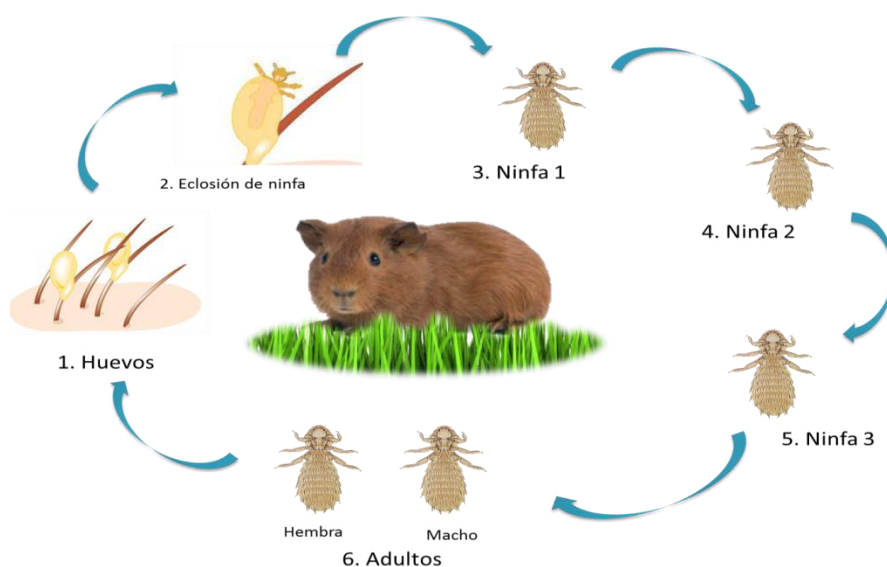


Figura 1: Ciclo biológico de los piojos en cuyes (*Cavia porcellus*). (Fuente: Adaptado de Quiroz, 2005)

2.9.1.6. Signos clínicos

Los efectos por infestación de piojos esta dado principalmente por la densidad sobre el hospedero, un número pequeño no representa problema y se consideraría parte de la flora

normal de la piel. Sin embargo, cuando hay malas condiciones ambientales o el animal esta inmunodeficiente estas cargas se incrementan provocando prurito, alopecia, excoriación y autolesiones (Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

Además, los piojos de acuerdo a su diferente forma de alimentación dañan a su hospedero, por ello los piojos Mallophagos debido a ello ejercen movimientos constantes sobre la dermis provocando excoriación, por lo que el animal afectado está en incesante tensión causando letargo y disminuyendo su consumo de alimento y por ende baja de peso. Por otro lado, los piojos chupadores (Anopluras) tienen la capacidad de alimentarse de sangre ejerciendo acción expoliatriz hematófaga. Como consecuencia de la irritación causada por el constante rascado del animal, el pelaje adquiere un mal aspecto. Los animales se rascan sobre objetos sólidos como pared, cercas o trancas provocando destrucción y caída del pelo con lesiones traumáticas, además en infestaciones masivas puede haber anemia y aborto en los animales (Wall y Shearer, 2001; Quiroz, 2005; Suckow *et al.*, 2012).

2.9.1.7. Diagnóstico

El diagnóstico se realiza primero por la observación clínica de los animales que presentan diferentes áreas del cuerpo con mal estado del pelo, pluma o lana, además del constante rascado y por la falta de ganancia de peso (Quiroz, 2005). Debido al hábito sedentario de los piojos se puede separar el pelo, pluma o lana con cuidado, y observarlos a simple vista. Adicionalmente se pueden realizar otras técnicas que ayudan en el diagnóstico de los piojos, las cuales son peine fino, cinta adhesiva, raspado superficial y tricograma (Wall y Shearer, 2001; Radostits *et al.*, 2002; Bowman, 2014).

2.9.1.8. Control y tratamiento

El tratamiento y el control de los piojos son idénticos, la mayoría son eliminados por órganos fosforados (por ejemplo diazinon, malation, methoxychlor) y piretroides (como permetrina), estos insecticidas son aplicados en dispersiones (pour – on) y derrames (spot – on). Las avermectinas también son efectivas; sin embargo, contra los piojos masticadores no son eficaces debido a la localización de este producto en los fluidos orgánicos del hospedador; estos ectoparásitos no ingieren linfa ni sangre por ende el fármaco no tiene acción (Suckow *et al.*, 2012; Barriga, 2002)

Un tratamiento eficaz puede ser la combinación de la solución de 10% de imidacloprid y 1% de moxidectin (Bowman, 2014).

A la par de este tratamiento, es importante realizar la desinfección del ambiente, evitar el hacinamiento de animales, control del medio ambiente y en el caso de introducción de nuevos ejemplares ponerlos en cuarentena (Quiroz, 2005).

2.9.2. INFESTACIÓN POR PULGAS (ORDEN SIPHONAPTERA)

2.9.2.1. Generalidades

Las pulgas son ectoparásitos con una morfología peculiar, son pequeñas, ápteras y aplanas bilateralmente, se alimentan solo de sangre y el estadio adulto es el único que parasita al animal (Taylor *et al.*, 2016).

El orden Siphonaptera es un grupo monofilético relacionado estrechamente con los órdenes Mecoptera y Díptera. Es un orden pequeño con solo 2,500 especies, casi todas son morfológicamente similares, están agrupadas en 15 familias y en 220 géneros. Las cuatro familias más importantes de interés veterinario son: Ceratophyllidae (pulgas de roedores), Leptopsyllidae (pulga de aves y conejos), Pullicidae (pulgas de humanos y animales domésticos) y Vermipsyllidae (pulga de carnívoros) (Mullen y Durden, 2002).

La importancia de estudiar a las pulgas radica principalmente en su rol de vector de bacterias, protozoarios, virus y tenias, además de causar reacciones de hipersensibilidad cutánea en el hospedero (Soulsby, 1987; Mullen y Durden, 2002).

2.9.2.2. Morfología

Las pulgas se caracterizan por ser insectos ápteros, con el cuerpo aplanado lateralmente, miden aproximadamente entre 1.5 – 4 mm de largo y las hembras son más grandes que los machos. Poseen una cubierta quitinosa de color café oscuro, los ojos cuando están presentes son simples y se encuentran anteriores a las antenas. Presentan antenas cortas que se encuentran retraídas sobre la cabeza (Barriga, 2002; Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

Los peines o “ctenidias”, son estructuras importantes para la identificación de especies; dichas estructuras se encuentran localizados en la cabeza y pronotum, dependiendo de la posición se le denomina “genal” si se encuentra en ventral o “pronotal” si está en posterior (Figura 2) (Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

El abdomen presenta 10 segmentos, en el noveno segmento se halla las sedas sensoriales. El pene es quitinoso y de estructura compleja. Una particularidad de esta especie que se adaptó para saltar, es la mayor prolongación de su tercer par de patas (Mullen y Durden, 2002; Quiroz, 2005).

Las especies de pulgas que infestan a los cobayos son *Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis*, *Echidnophaga gallinacea*, *Tiamastus cavicola*, *Tunga penetrans*, *Pulex irritans*, *Pulex simulans*, *Leptopsylla segnis*, *Xepnopsylla cheopis* y *Nosopsyllus fasciatus*.

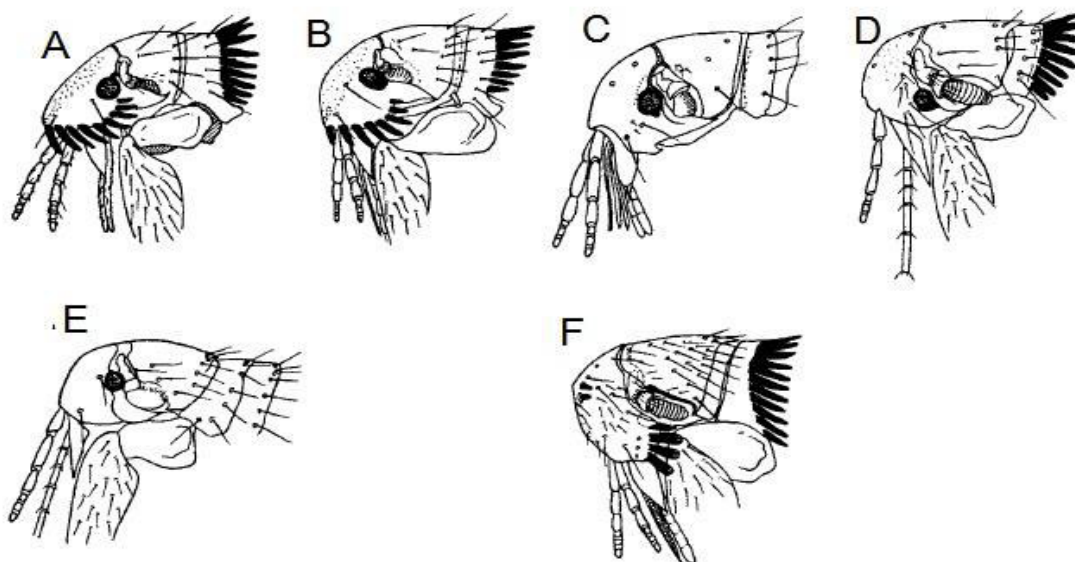


Figura 2: Morfología de la cabeza y protórax de especies de pulgas que infestan a cobayos (*Cavia porcellus*). (A) *Ctenocephalides felis* (B) *Ctenocephalides canis* (C) *Pulex irritans* (D) *Nosopsyllus fasciatus* (E) *Xepnopsylla cheopis* (F) *Leptopsylla segnis*. (Fuente: Mullen y Durden, 2002)

2.9.2.3. Epidemiología

Las pulgas presentan distribución mundial, no son especies específicamente estrictas pero esto puede reducir su fertilidad. El 94% de las especies parasitan a mamíferos y solo el 6% a aves (Soulsby, 1987; Barriga, 2002; Mehlhorn, 2016).

Por cada pulga en el huésped hay muchos huevos, larvas, pupas, pupas encubiertas y adultas recién emergidas y estas tienden a concentrarse en la cama del huésped (Quiroz, 2005; Bowman, 2014). La incubación de los huevos es mejor a temperaturas entre 10 a 37°C y a 70% de humedad. La disponibilidad del huésped es un factor significativamente que va a determinar el número de descendencias de la pulga. Las pulgas suelen sobrevivir mayor tiempo en condiciones de temperaturas bajas y humedad alta (ambientes templados). El estadio adulto puede sobrevivir fuera del huésped hasta un año, bajo condiciones óptimas (Soulsby, 1987; Mullen y Durden, 2002). Sin embargo, Baker (2007) menciona que depende de la especie, la pulga adulta puede sobrevivir sin alimentarse 125 días y alimentándose periódicamente pueden vivir más de 3 años.

Son de gran interés veterinario, debido a que actúan como vectores y transmiten enfermedades de importancia en salud pública, como la peste bubónica y enfermedades parasitarias (Soulsby, 1987; Pozo *et al.*, 2005; Baker, 2007).

En la década de los 80's en nuestro país, se realizó un estudio en conejillos de indias (*Cavia porcellus*) en los departamentos de “Cajamarca, Ancash, Junín y Lima”, encontrando *Ctenocephalides canis* (76%), *Pulex irritans* (77%) y *Echidnophaga gallinacea* (80%) (Florián, 1999). Por otro lado, Dittmar (2000) en la misma década, halló *Pulex simulans* en momias de cuyes (*Cavia porcellus*) perteneciente a la cultura Chiribaya (Moquegua). Años después, en la década de los 90's, se halló *Pulex* spp., *Tiamastus cavicola*, *Ctenocephalides felis*, *Xenopsylla cheopis* y *Echidnophaga gallinacea*, en cuyes de catorce departamentos del país. Así mismo, en el mismo trabajo se evaluó la especie *Cavia aperea* en La Raya, El Páramo y Lago Junín; encontrándose las especies de *Tiamastus cavicola* y *Leptopsylla segnis* (Dittmar, 2002; Dittmar *et al.*, 2003).

Por otro lado, Pozo *et al.*, (2005), en su estudio en la provincia de Ayabaca (Piura), evaluó roedores silvestres (*Rattus Rattus*), cuyes (*Cavia porcellus*) y vestimenta de los pobladores, los especímenes encontrados fueron *Pulex irritans*, *Xenopsylla cheopis* y *Tiamastus cavicola*.

2.9.2.4. Ciclo biológico

Las pulgas son insectos holometábolos, comprenden 4 estadios que son huevo, larva, pupa y adulto. El ciclo habitualmente se desarrolla en el suelo alrededor de la cama del hospedador.

La hembra pone cientos de huevos durante toda su vida reproductiva. Los huevos son ovoides y tienen una superficie lisa; son puestos durante el período que parasitan, entre los pelos o plumas de su anfitrión. Posteriormente los huevos caen al suelo y después de 5 días se desarrolla la larva (Quiroz, 2005; Taylor *et al.*, 2016). La larva se alimenta de materia orgánica que se encuentra en la cama del hospedador, como piel, pluma, pelaje y materia fecal eliminada por las pulgas adultas en forma de pellets (ricas en sangre); por otro lado algunas larvas de pulgas suplementan su dieta alimentándose de pequeños artrópodos que concurren en la cama del huésped (Mullen y Durden, 2002). Las larvas mudan 2 veces y después de 2 o 3 días entran en un estadio de prepupa, para luego transformarse en pupa. La muda y la pupación dependen de la temperatura ambiental y humedad, en general el estado pupal ocurre en 1 a 2 semanas. La pulga adulta necesita de un estímulo vibrátil para emerger. Después de 1 o más días de haber eclosionado la fase adulta, son adultos fértiles. El estadio adulto es el único que parasita al animal. Bajo condiciones óptimas todo el ciclo de vida se da en 18 días; sin embargo, puede abarcar de 6 a 12 meses (Wall y Shearer, 2001; Quiroz, 2005; Taylor *et al.*, 2016) (Figura 3).

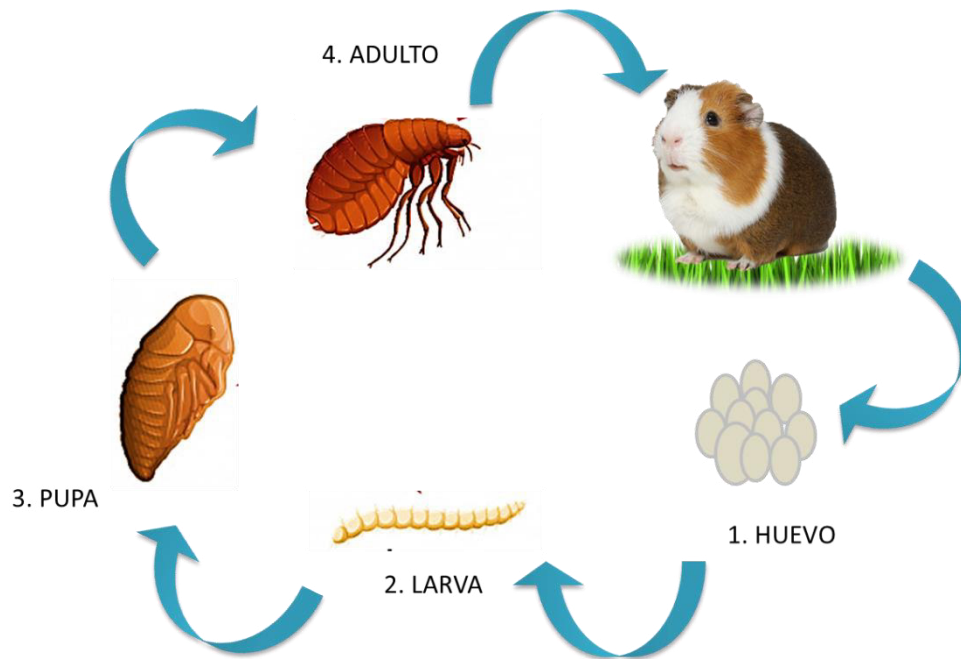


Figura 3: Ciclo biológico de los pulgas en cobayos (*Cavia porcellus*). (Fuente: Adaptado de Quiroz, 2005)

Hay ciclos biológicos atípicos como es el caso de *Tunga penetrans*, el cual después de copular se fija dentro sus túneles ubicados dentro de la piel de su hospedero, y es allí donde gestante alcanza el tamaño triple de su tamaño normal, causando dolor e inflamación al hospedero (Mullen y Durden, 2002).

2.9.2.5. Signos clínicos

La patogenicidad de las pulgas se analiza a partir de dos puntos, el primero de manera directa, incluye la acción traumática e irritativa al penetrar sus estructuras bucales o su organismo en la piel de su hospedero al momento de alimentarse, desarrollando una acción sustractora hematófaga cuya magnitud depende de la población de pulgas presentes. A la vez desarrollan una acción toxica y/o antigénica que se deriva en la reacción inflamatoria inmediata en individuos sensibles. La irritación provoca que el animal se autolesione, rascándose violentamente la piel, provocando lesiones secundarias como una dermatitis húmeda (Suckow *et al.*, 2012: Quiroz, 2005).

En el caso de *Tunga penetrans* la hembra al morir, permanece dentro del huésped y su presencia provoca una reacción inflamatoria la que evoluciona a úlcera. Si no son tratadas las lesiones, se infectan con otros organismos causando cuadros sépticos, claudicaciones y algunas veces pérdidas de los dedos (Quiroz, 2005).

La actividad constante de las pulgas causa molestia e irritación al hospedero, dependiendo de la cantidad de pulgas así como la hora del día, pueden causar insomnio. Aunque el tamaño de cada comida de sangre es pequeño, la alimentación repetida y la alta infestación pueden causar una pérdida significativa de sangre, y las infestaciones altas pueden causar la anemia fatal por deficiencia de hierro en animales muy jóvenes (Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

2.9.2.6. Diagnóstico

El diagnóstico se realiza en cuanto a la presencia de las pulgas en los diferentes hospedadores, así como la evaluación clínica del animal (Quiroz, 2005).

Se pueden encontrar las pulgas a simple vista sobre el animal, así como las excretas de pulgas de color marrón en forma de media luna. Así mismo, se pueden usar las siguientes técnicas para colectarlas, el peinado del animal, tricograma y cinta adhesiva (Wall y Shearer, 2001; Suckow *et al.*, 2012).

2.9.2.7. Control y tratamiento

En el tratamiento se puede aplicar insecticidas en polvo, spray, champú, oral o aplicaciones tópicas. Por lo general, se usan compuestos de carbamatos, organosfosforados, piretroides y sus derivados. Adicionalmente, si existe alergia por picadura de pulgas se puede usar corticosteroides de manera tópica o sistemática (Urquhart *et al.*, 2001).

Simultáneamente es importante que el ambiente sea desinfectado, aplicando insecticidas y si hay presencia de otros animales también tratarlos para evitar la re-infestación (Urquhart *et al.*, 2001; Wall y Shearer, 2001).

Un estudio en el INIA, evaluó el principio activo de la Ciromazina (Larvadex) en 100 cuyes infestados naturalmente. Se realizaron cinco tratamientos: T1 en cama, T2 en alimento, T3 en cama y alimento, T4 cama y baño y T5 alimento y baño. Además, se realizó baños cada 3 semanas con Deltametrina. Como resultado el tratamiento con Ciromazina en cama y baño (T4), y alimento y baño (T5) dieron los mejores resultados (Sevilla, 1994).

Vidal (2006) menciona “el uso de fipronil (0.25%) en cuyes, aplicado sobre la nuca es más efectivo que el aplicado sobre la nuca y espalda, además los animales tratados incrementaron su peso con relación a los animales no tratados (control)”.

2.9.3. INFESTACIÓN POR ÁCAROS (ORDEN ACARIFORME)

2.9.3.1. Generalidades

Los ácaros pertenecen a la clase Arachnida, es un grupo muy diverso de artrópodos. En esta clase solo un grupo es de importancia veterinaria, la subclase Acari llamada también Acarina, que abarca ácaros y garrapatas. La clasificación de los Acari es inestable y puede complicarse un poco (Baker, 2007; Taylor *et al.*, 2016).

Hay tres linajes u órdenes principales de ácaros existentes: los Opiloacariformes, los Parasitiformes y los Acariformes. Se dice que los Opiloacariformes son los ácaros vivos más primitivos y no son parásitos. Los parasitiformes se caracterizan por poseer de uno a cuatro pares de estigmas laterales posteriores a las coxas del segundo par de patas y las coxas suelen ser libres. Los parasitiformes incluyen las garrapatas, descritas como suborden Metastigmata, y los ácaros Mesostigmata. Los Acariformes no poseen estigmas visibles posteriores a las coxas del segundo par de patas y las coxas a menudo se fusionan con la pared del cuerpo ventral. Los Acariformes incluyen los ácaros del suborden Astigmata y los del suborden Prostigmata. Los términos de los subórdenes 'metastigma', 'mesostigmata', 'astigmata' y 'prostigmata' se relacionan con la posición de las aberturas respiratorias en el cuerpo y proporcionan una manera conveniente de distinguir los cuatro órdenes de importancia parasitaria (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007; Taylor *et al.*, 2016).

Generalmente los ácaros ectoparasíticos pasan toda su vida en contacto íntimo con su anfitrión, por lo que la transmisión de un anfitrión a otro es principalmente por contacto físico. La infestación por ácaros se llama acariasis y puede provocar una dermatitis grave, conocida como sarna, que puede causar problemas significativos de bienestar y pérdidas económicas. Algunos ácaros pueden ser huéspedes intermedios de cestodos de anoplocefálicos, incluidos *Anoplocephala*, *Moniezia* y *Stilesia*. (Taylor *et al.*, 2016).

2.9.3.1. Sub Orden Astigmata

El suborden astigmata o sarcoptiforme es un grupo grande de ácaros relativamente similares. Todos están débilmente esclerotizados, hay ausencia de estigmas y tráquea; la respiración se da de manera directa a través de la cutícula. Este orden incluye las familias *Sarcoptidae*, *Psoroptidae*, *Knemidocoptidae*, *Myocoptidae*, *Atopomelidae* (Taylor *et al.*, 2016).

2.9.3.1.1 Familia *Sarcoptidae*

a) Morfología

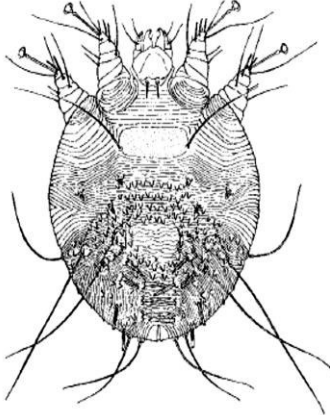
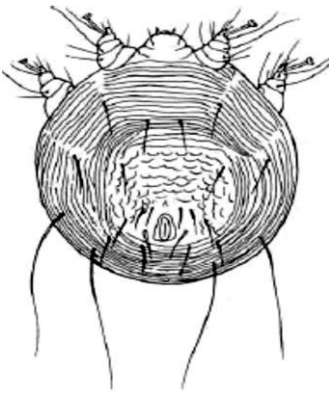
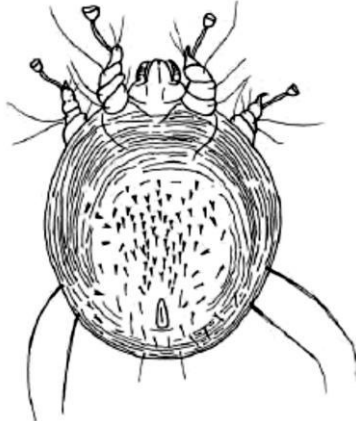
La característica general de los sarcoptidos es tener un cuerpo globoso con una superficie ventral plana, cutícula finamente estriada y sus quelíceros están adaptados para cortar. Estos ácaros no tienen ojos ni estigmas (Taylor *et al.*, 2016).

***Sarcoptes scabiei*:** Miden aproximadamente las hembras adultas 0.3 – 0.6 mm de largo y 0.25 – 0.4 mm de ancho, los machos son más pequeños y miden aproximadamente 0.3mm de largo y 0.1 – 0.2 mm de ancho. Son ventralmente aplanados y dorsalmente convexos. Por otro lado la superficie dorsal está cubierta por crestas transversales y en el centro existen muchas escamas triangulares. Sus setas dorsales son fuertes y similares a la columna vertebral. Además, el primer y segundo par de patas se proyectan más allá del borde el cuerpo, en cambio el tercero y cuarto par no. En ambos sexos, en los dos primeros pares de piernas se observan garras empodiales y ventosas naciendo a lo largo, como un tallo en el pretarso. Las piezas bucales tienen una forma redondeada. El ano está localizado ligeramente dorsal y en posición terminal (Wall y Shearer, 2001; Quiroz, 2005; Taylor *et al.*, 2016).

***Notoedres cati*:** Las hembras miden aproximadamente 225 µm de largo y en machos 150 µm. poseen un rostro pequeño y cuadrado. Presentan un contorno circular con estriaciones concéntricas, no poseen espinas y las escamas dorsales son redondeadas y dispuestas transversalmente. Sus piernas cortas presentan largos pedicelos no unidos. La apertura anal se encuentra dorsal y no en posterior (Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

***Trixacarus caviae*:** Mide aproximadamente 240 µm de largo y 230 µm de ancho. *Trixacarus caviae* y *Sarcoptes scabiei* superficialmente son muy similares (cuadro 4) (Mullen y Durden, 2002). Sin embargo, las estrías dorsales rompen las estrías y son más puntiagudas, las setas dorsales son simples y no como espinas. Al igual que *Notoedres cati*, el ano se ubica dorsal (Ronald y Wagner, 1976; Taylor *et al.*, 2016).

Cuadro 4: Cuadro comparativo de morfología entre “*Sarcoptes scabiei*, *Notoedres cati* y *Trixacarus caviae*”

	<i>Sarcoptes scabiei</i>	<i>Notoedres cati</i>	<i>Trixacarus caviae</i>
			
Longitud (µm)	400 – 430	150 – 225	230 – 240
Posición del ano	“Terminal”	“Dorsal”	“Dorsal”
Seta dorsal	Algunas anchas	Todas simples	Todas simples
Escamas dorsales	Abundantes y puntiagudas	Escasas y redondeadas	Copioso y redondeadas

Fuente: Wall y Shearer, 2001.

b) Epidemiología

La transmisión suele ser de forma directa de animales portadores. Este ácaro se puede considerar zoonótico porque causa urticaria papular transitoria en humanos (Bowman, 2003; Singh *et al.*, 2012).

Los ácaros sarcoptiformes no sobreviven periodos largos fuera de su hospedero (CFSPH, 2005). Los ácaros de este orden son más predominantes en épocas de invierno porque los animales al estar más aglomerados favorecen su transmisión. En cambio, en la época de verano la sarna desaparece clínicamente, a causa del poco pelaje que presentan los animales por la esquila y hay un mayor contacto del sol sobre la piel (Barriga, 2002; Quiroz, 2005).

Trixacarus caviae es específico en cuyes (*Cavia porcellus*) (Klompen, 1992; Singh *et al.*, 2012). *Trixacarus diversus* fue la primera especie descrita en el continente Europeo en las ratas (“*Rattus norvegicus* y *Rattus rattus*”) (Wall y Shearer, 2001). Posteriormente, en la década de los 70’s, *Trixacarus caviae*, fue aislado de una colonia cuyes albinos (*Cavia porcellus*) que

presentaban lesiones compatibles con sarna en un laboratorio de Oxford (Reino Unido) (Fain *et al.*, 1972).

A partir de entonces, *Trixacarus caviae* se ha sido reportado en varios países alrededor del mundo. En el año 2009, hubo un reporte en Japón, los cuyes de un zoológico presentaron lesiones dérmicas, intenso rascado y debilidad (Collins y Griffin, 1986; Honda *et al.*, 2011).

En nuestro país, Lévano y Chauca (2008), mencionan “la presencia de *Trixacarus caviae*, en cuyes de crianza familiar-comercial y comercial en el Cono Este de Lima, los animales evaluados presentaban lesiones como alopecia focalizada y generalizada”.

c) Ciclo biológico

El ciclo biológico en la familia Sarcoptidae es muy similar. Las hembras fertilizadas crean galerías o túneles sinuosos en la capa superior de la epidermis, nutriéndose de los líquidos de los tejidos dañados; esta madriguera puede tener hasta 1 cm de longitud. Las hembras ponen de 3 a 5 huevos diarios, durante una vida reproductiva de 2 meses. Los huevos desarrollan en su interior una larva hexápoda, que eclosiona en 3 a 5 días. La mayoría de las larvas se arrastran desde la madriguera hacia la superficie de la piel mientras que otras permanecen en los túneles donde continúan su desarrollo. Dos o tres días después la larva hexápoda muda a protoninfa y luego muda a tritoninfa, para posteriormente en unos días convertirse en adulto. Los machos fecundan a hembras jóvenes y mueren después de la copula. Las hembras fecundadas vagan por el pelaje de su huésped en busca de un buen sitio para su nueva madriguera permanente y darse otro ciclo (Cordero del Campillo *et al.*, 2001; Urquhart *et al.*, 2001; Wall y Shearer, 2001).

Todo el ciclo se desarrolla en el hospedero en un tiempo de 17 a 21 días pero se puede acortar a 14 días. Las larvas, ninfas y hembras inmaduras son las responsables de la diseminación y el contagio, aunque poseen muy poca resistencia fuera del hospedador (Taylor *et al.*, 2016). Los tres ciclos de las especies de los sarcoptiformes mencionados es similar, la única diferencia con el ciclo biológico de la especie de *Notoedres cati*; las hembras se encuentran en aglomeraciones y no solas como normalmente sucede en otros casos (Singh *et al.*, 2012).

d) Signos clínicos

La mayoría de los ácaros presentan los similares signos clínicos pero existen pequeñas variaciones entre ellos. Las lesiones de *Sarcoptes scabiei* se localizan en orejas, cara, hocico, cabeza, espalda, cuello y cola, mayormente en infestaciones masivas llega a diseminarse en todo el cuerpo (Zajac y Conboy, 2012). *Sarcoptes scabiei* causa irritación provocado por las hembras al hacer sus madrigueras y cuando se alimentan de los fluidos y tejidos muertos, inicialmente el prurito es leve y las lesiones son eritematosas. A medida que avanza la lesión se vuelven

populares y se rompen lo que conlleva a la pérdida de pelo (alopecia) y a la formación de costras amarillas con exudado seco, además puede haber una infección bacteriana secundaria (Wall y Shearer, 2001).

La manifestación clínica de *Notoedres cati* es igual que otros ácaros, una dermatitis. Generalmente primero afecta a la cabeza y las orejas, puede llegar a provocar necrosis en las orejas, y luego se disemina en todo el cuerpo en especial las patas delanteras, asimismo en conejos puede afectar la zona genital (Zajac y Conboy, 2012). Se puede observar costras amarillas grisáceas y escamas en las puntas de las orejas, cara y cuello. En lesiones muy avanzadas en gatos, le da una apariencia a la piel de arrugada y engrosada con hiperpigmentación e hiperqueratinización causándole al animal una apariencia de viejo. La sarna notoédrica puede ser fatal en 4 a 6 meses en animales muy débiles. El humano puede contagiarse con una dermatitis transitoria (Wall y Shearer, 2001; Jofré *et al.*, 2009).

Trixacarus caviae por lo general es asintomático, pero cuando los animales están bajo malas condiciones (hacinamiento, malnutrición), sometidos a estrés o enfermos, en el huésped se desarrolla una dermatitis caracterizada por prurito intenso, alopecia, hiperqueratosis y descamación (Baker, 2007; Bowman, 2009; Singh *et al.*, 2012). El prurito intenso causado por la excavación de los ácaros provoca que el mismo animal se autolesione causándose mordeduras y rasguños (Wall y Shearer, 2001). En cobayos puede haber convulsiones y comportamiento anormal debido al prurito intenso (Baker, 2007). Las lesiones se ubican principalmente inicialmente en la cabeza, cuello, espalda pero puede extenderse a cualquier área del cuerpo (Zajac y Conboy, 2012). Cuando la infestación es grave puede llegar a inducir al aborto y la reabsorción fetal, así como letargo, anorexia, pérdida de peso e incluso la muerte del huésped (Jofré *et al.*, 2009). En el hombre ocasiona urticaria papular, en manos y brazos, y son pruriginosas (Baker, 2007).

e) Diagnóstico

La confirmación del diagnóstico se realiza por microscopia. El examen de raspado profundo de la piel revela la presencia de huevos y ácaros (Wall y Shearer, 2001; Zajac y Conboy, 2012). Para una mejor visualización, se puede aclarar el raspado y digerir las costras con solución de hidróxido de potasio al 10% (Mehlhorn, 2016).

La diferenciación de especies puede ser útil en la investigación epidemiológica de la enfermedad, dada que los ácaros de *Sarcoptes* spp. no son específicos del hospedador, mientras que *Trixacarus caviae* es una especie específica en cobayos (Eshar y Bdolah, 2012).

f) Control y tratamiento

Los tratamientos recomendados para las infestaciones de estos ácaros incluyen lavados con fipronil, permetrina (0.1%) en spray, triclorfón (0.15%) aplicado tópicamente, hidroxiclورو de benceno (0.1%), baños con organoclorados, inmersión de azufre con cal e ivermectina (Eshar y Bdolah, 2012).

El tratamiento más frecuente, en cuyes criados como mascotas es la administración de ivermectina (0.2 mg/kg) vía “subcutánea u oral” dos veces en intervalos de 7 o 10 días (Baker, 2007; Wall y Shearer, 2001).

Fisher *et al.* (2007) en su estudio recomienda el uso de selamectina en “spot – on” sobre la el cuello para tratar la sarna por *Trixacarus caviae* a una dosis de 15 mg en animales menores de 800 g. y 30 mg en animales que pesan de más de 800 g.

Por otro lado, Huamán (2009), menciona “para el tratamiento en cuyes de producción, usar fipronil (1%) a dosis de 1.5 ml/kg de peso vivo por vía epicutánea e ivermectina (1%) a dosis de 0.05 ml/kg de peso vivo por vía subcutánea, aplicando cuatro dosis consecutivas con intervalos de 8 días, dicho tratamiento tiene un efecto acaricida y la recuperación clínica de la piel es evidente 24 horas post tratamiento”.

2.9.3.1.2.Familia Atopomelidae

a) Morfología

Chirodiscoides caviae son ácaros alargados, el cuerpo es aplanado dorsoventralmente. La gnatosoma se caracteriza por ser de forma triangular y la placa esternal estriada, la cual es utilizada para adherirse al pelo. Todas las patas están modificadas para agarrarse del pelo, la primera y segunda par de piernas están más desarrolladas que la tercera y la cuarta (Baker, 2007; Wall y Shearer, 2001).

En *Chirodiscoides caviae* existe dimorfismo sexual (Figura 4), las hembras miden 500 µm de largo y en machos 400 µm. Los machos en su parte posterior tienen una forma triangular y su cuarto par de patas tiene seis segmentos. En cambio la hembra tiene el cuerpo más extendido, la parte posterior es curva y el cuarto par de patas posee cinco segmentos (Al – Rabiai *et al.*, 1983).

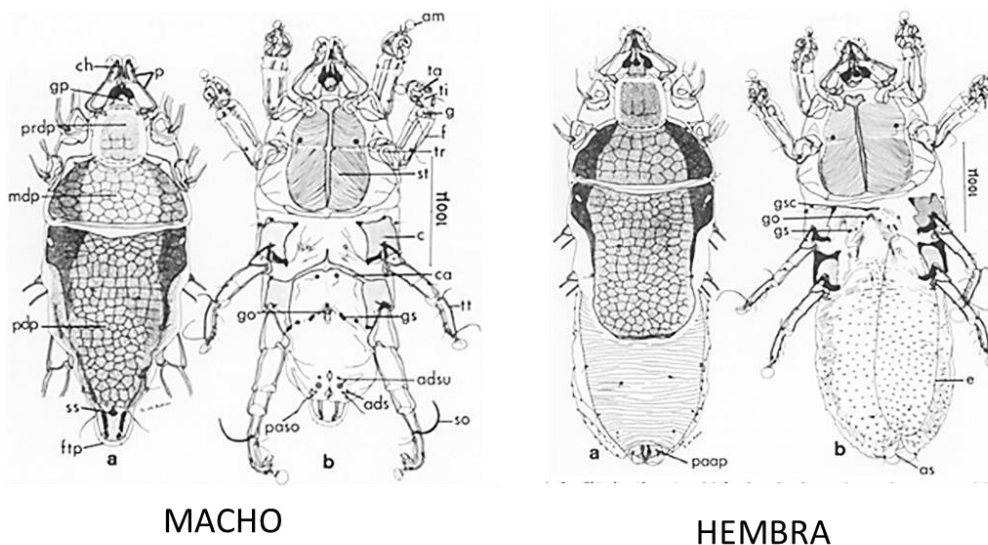


Figura 4: “*Chirodiscoides caviae*” adulto macho y hembra (a) vista dorsal, (b) vista ventral. (Fuente: Al – Rabiai *et al.*, 1983)

b) Epidemiología

Chirodiscoides caviae es un ácaro cosmopolita, afecta principalmente a conejillos de indias (*Cavia porcellus*); otros roedores afectarse a través del contacto directo. Generalmente se encuentra pegado al tallo del pelo en la región glútea, flanco y zona del tronco, respectivamente (D’Ovidio y Santoro, 2014).

Este ácaro aun no es de importancia en la salud pública, debido que hasta el momento no se han reportado casos que afecten a humanos (Harknes *et al.*, 2010).

Gorman *et al.*, 1986, en Chile, mencionaron “el primer caso, en un cuy (*Cavia porcellus*) mantenido como mascota, el cual presentaba lesiones dérmicas a nivel del oído, y mediante tricograma y raspado de piel se encontraron ácaros compatibles con *Chirodiscoides caviae*”. Estudios realizados en Perú, por Dittmar *et al.* (2003) hallaron este ácaro en diversos pisos altitudinales; sin embargo, no se encontró en la región costa. Por otro lado, Paiva *et al.* (2004), en Rio de Janeiro, encontraron en cuyes (*Cavia porcellus*) concernientes a zonas metropolitanas y campestres, una prevalencia del 100% en los animales evaluados.

c) Ciclo biológico

Toda la vida del *Chirodiscoides caviae* acontece en el pelo del huésped en vez de la piel, alimentándose fluidos y células intersticiales de la base del pelo y adhiere sus huevos en la base del pelo. El ciclo biológico es típico (huevo, larva hexapoda, protoninfa, tritoninfa y adulto). En

el estadio ninfal se diferencia el macho de la hembra; sin embargo, aún no se desarrolla una abertura genital por lo que son incapaces de copular en este estadio. Todas las etapas se dan en el huésped y se desarrolla aproximadamente en 14 días. (D'Ovidio y Santoro, 2014; Taylor *et al.*, 2016).

d) Signos clínicos

Chirodiscoides caviae por lo general es asintomático y tiende a persistir durante largos períodos de tiempo. Sin embargo, bajo malas condiciones, estrés, inmunodeficiencia u otras enfermedades concomitantes puede el anfitrión llegar a presentar signos clínicos (Baker, 2007; White *et al.*, 2003). Se puede evidenciar costras, hay un proceso inflamatorio, picazón, descamación y alopecia. El hospedero tiende autolesionarse provocando una dermatitis ulcerativa (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007; Taylor *et al.*, 2016).

Las lesiones es común hallarlo en el pelaje a lo largo del dorso del animal así como en los flancos y región glútea; sin embargo, en infestaciones masivas puede llegar a todo el cuerpo (Taylor *et al.*, 2016).

e) Diagnóstico

Para confirmar el diagnóstico, se debe realizar las técnicas de cinta adhesiva, tricograma y peinado del animal, para luego observar mediante microscopia los especímenes colectados (White *et al.*, 2003). Adicionalmente, se puede realizar un raspado de piel (Wall y Shearer, 2001)

f) Tratamiento y control

El tratamiento es sistémico y por lo general se usa ivermectina a una dosis de 0.2 – 0.4 mg/kg, tres veces en intervalos de 7 días, es importante que todo que tenga contacto con el animal sea tratado (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007).

Alexander y Vieira (1994) en su estudio de eficacia de diferentes tratamientos en cuyes (*Cavia porcellus*) infestadas por *Chirodiscoides caviae*, usaron 20 animales de ambos sexos agrupados en 5 grupos. Un grupo control y 4 tratamientos, cipermetrina (0.1%), Triclorfon (0.1%), Malation (0.2%) y Monosulfufiram (12.5%). El resultado fue que los cuatro tratamientos fueron eficaces; sin embargo, Malation (0.2%) y Monosulfufiram (12.5%) presentaban una eficacia de 100% al segundo día post tratamiento. Por otro lado, cipermetrina (0.1%) lo hacía hasta el cuarto día y Triclorfon (0.1%) tenía eficacia al 2do día del 96% y luego durante los días de tratamiento 99% pero aun existían ácaros viables. Asimismo, estos autores sugieren medidas de control y prevención, la limpieza, tratamiento y desinfección del pasto y de las pozas de crianza a la par con el tratamiento de los animales.

Hirsjarvi y Phyala (1995) realizaron un estudio en Finlandia en cuyes infestados con *Chirodiscoides caviae*, usando como tratamiento ivermectina. Se utilizó el fármaco “diluido” (aerosol) por dos semanas y posteriormente se aplicó gotas “sin diluir” en el dorso del animal. Al cabo de tres meses no se halló presencia del parásito como tampoco dos años y medio después. Los autores sugieren que ambas formas de aplicación son factibles y rápidas de realizar, evitando que el animal se estrese.

Existen buenos resultados con la aplicación de selamectina a dosis de 12 mg/kg en dos aplicaciones en intervalos de dos semanas. También se usan dosis de 15 mg/kg en animales de menos de 800g. y 30 mg/kg en animales con peso de 800g a más (Baker, 2007; Fisher *et al.*, 2007).

2.9.3.2. Suborden Prostigmata

El suborden prostigmata o trombidiforme es un grupo amplio y diverso, hay más de 50 familias de las que 4 son de importancia veterinaria: *Democidae*, *Cheyletiellidae* y *Psorergatidae* (Taylor *et al.*, 2016).

2.9.3.2.1. Familia Democidae

a) Morfología

Demodex caviae es relativamente pequeño, midiendo aproximadamente 138 – 165 µm de longitud y 65 – 69 µm de ancho (Baker, 2007). Todas las especies de *Demodex* son muy similares entre ellos. Se caracterizan por ser angostos, alargados, vermiformes y presentar estrías transversales en el cuerpo. Presenta cuatro pares de patas gordas y pequeñas, sin sedas. Los quelíceros son delgados y el rostro es encerrado por los palpos. En la hembra, la abertura genital se encuentra a nivel de la IV coxa; en el macho el aedeagus se abre dorsal y anteriormente (Barriga, 2002; Quiroz, 2005; Taylor *et al.*, 2016).

b) Epidemiología

El género *Demodex*, es un ácaro cosmopolita; a pesar de ello son muy pocos los reportes de con respecto a la especie *Demodex caviae*, siendo aún desconocido epidemiología en cobayos (Urquhart *et al.*, 2001; Schönfelder *et al.*, 2010).

Como genero *Demodex* spp. es parte de la flora normal de la piel de los mamíferos, y se localiza en los folículos pilosos y glándulas sebáceas. La transmisión no se da en este ácaro, por su localización profunda en la piel, principalmente la enfermedad se desarrolla por la inmunosupresión del animal (Soulsby, 1987; Barriga, 2002; Schönfelder *et al.* 2010).

Mircean *et al.* (2009) en Rumania, evaluaron animales de laboratorio buscando establecer la etiología de enfermedades dermatológicas, evaluaron 173 cuyes (*Cavia porcellus*) que presentaban lesiones dérmicas y prurito, hallando *Demodex caviae* (1.15%). Por otro lado, en Alemania, reportaron en un cuy, la presencia de *Demodex caviae* que a la vez concurría con infestación de *Chirodiscoides caviae* (Schönfelder *et al.*, 2010).

c) Ciclo biológico

Por lo general *Demodex caviae* vive como comensal en la piel y es altamente específico (Wall y Shearer, 2001; Schönfelder *et al.* 2010).

Las hembras ponen de 20 a 24 huevos en forma de huso en el folículo piloso que luego dan lugar a larvas hexápodas, en la que cada pata corta termina en una sola garra de 3 puntas. Posteriormente sigue la etapa de protoninfa, tritoninfa y adulto (octópodo); estos van a migrar más profundo en la dermis. En un mismo folículo se puede encontrar todas las etapas del ciclo biológico. Las especies de *Demodex* no pueden vivir fuera del hospedero y se encuentran más profundos que los sarcoptidos por lo que son menos sensibles a los acaricidas de acción superficial. Todo el ciclo se completa entre 18 a 24 días (Wall y Shearer, 2001; Taylor *et al.*, 2016).

d) Signos clínicos

Demodex caviae en su mayor parte no es patógeno y forma parte de la fauna de la piel. Cuando hay inmunosupresión del huésped se desencadena los signos clínicos, que se caracterizan por eritema, pápulas o nódulos, costras y prurito; ocasionalmente hay infecciones secundarias formando pústulas supurativas. En casos crónicos la piel se hiperpigmenta. Las lesiones son más comunes en la cabeza, las patas delanteras y el tronco (Wall y Shearer, 2001; White *et al.*, 2003; Quiroz, 2005; Schönfelder *et al.* 2010).

e) Diagnóstico

Debe realizarse un raspado profundo de la piel, usando un bisturí humedecido con glicerina, hasta llegar a producir una ligera extravasación sanguínea, se debe comprimir primero la piel para provocar la salida del material folicular. El material extraído se examina directamente al microscopio. También es posible usar la técnica de tricograma y cinta adhesiva. Es posible observar el parásito mediante biopsia de piel (Cordero del Campillo *et al.*, 2001; Baker, 2007).

f) Control y tratamiento

El tratamiento para *Demodex caviae*, es con ivermectina a dosis de 0.2 – 0.4 mg/kg, tres veces cada 10 días vía subcutánea. Alternativamente se puede usar baños de amitraz (100 a 250

ppm) semanal por 4 semanas. Es importante que se corrijan y se eviten situaciones de estrés e inmunosupresión (White *et al.*, 2003; Baker, 2007).

2.9.3.2.2. Familia Cheyletiellidae

a) Morfología

Los adultos miden aproximadamente 400 µm. el cuerpo es romboide alargado y a mitad del cuerpo presenta una estrechez (Baker, 2007; OIE, 2008).

Los palpos son tan alargados que le dan una apariencia de un par de patas adicionales, presentan cinco segmentos y cada uno termina en una cerda fuerte y en forma de pinza que está cubierta con dientes en forma de sierra. Los quelíceros son pequeños y estiliformes (OIE, 2008; Taylor *et al.*, 2016; Overgaaauw *et al.*, 2017).

Los peritremos tienen forma de “M”. Sus cuatro pares de patas son fuertes y largas, cada una termina en distal en un empolio lineal con doble fila de pelos. Para identificar entre especies se puede hacer por el solenidion (órgano sensorial localizado en el segmento genu del primer par de patas). En *Cheyletiella yasguri* presenta una forma “acorazonada”, *Cheyletiella blakei* es “coniforme” y *Cheyletiella parasitovorax* es de aspecto “globular” (Barriga, 2002; OIE, 2008; Taylor *et al.*, 2016).

b) Epidemiología

Este ácaro es cosmopolita, y altamente contagioso (Acha y Szyfres, 2003; Overgaaauw *et al.*, 2017).

Es un ácaro de la piel que no forma madriguera, común en perros (*C. yasguri*), gatos (*C. blakei*) y conejos (*C. parasitovorax*) y se transmite por contacto directo. Las diversas especies no son estrictamente específicas del hospedador y son zoonóticas (Quesenberry y Carpenter, 2012). No existe predisposiciones para que se dé la infestación (Barriga, 2002).

En cuyes, el ácaro es muy raro de encontrar (Overgaaauw *et al.*, 2017). Sin embargo, Robles *et al.* (2014), mencionan “en Oxapampa (Perú), la presencia de *Cheyletiella* spp. en lesiones dermatológicas, los animales afectados representaron el 1% en la época de lluvia y 5% en seca”.

c) Ciclo biológico

El ácaro presenta un ciclo que comprende los estadios de huevo, larva, ninfa y adulto. Los huevos se pegan al pelo con bandas fibrilares por encima de 2 – 3 mm de la piel. Un pre larva y una larva se desarrollan dentro del huevo, luego emergen las ninfas octópodas y se desarrolla el adulto. Los ácaros habitan en el pelaje pero bajan a la dermis para nutrirse perforando la

epidermis con sus quelíceros tipo estilete. Las larvas, ninfas y el macho adulto pueden sobrevivir hasta dos días fuera de su hospedero, y la hembra adulta hasta 10 días. Todo el ciclo se completa en 35 días. Los huevos son transmitidos por pulgas, piojos y moscas, estos vectores contribuyen a la re-infestación de los animales (Barriga, 2002; Jofré *et al.*, 2009; Taylor *et al.*, 2016).

d) Signos clínicos

En animales de compañía (perro y gato) es asintomática; en raras ocasiones causa prurito. Las lesiones son observadas principalmente en el dorso, grupa y hombro, como una dermatitis con caspa seca, producto de la descamación de la piel se le denomina “caspa andante o caminante”; en casos extremos los animales pueden presentar excoriaciones y zonas alopecicas. En gatos se puede desarrollar una dermatitis miliar (Wall y Shearer, 2001; Jofré *et al.*, 2009).

En el hombre causa pápulas con prurito intenso con áreas necróticas en los lugares en contacto con el animal (Jofré *et al.*, 2009; Overgaauw *et al.*, 2017).

e) Diagnóstico

Cheyletiella es un ácaro que se halla en la superficie de la piel y no un morador de la piel, por lo que solo se requieren un raspado superficial para el diagnóstico. Alternativamente, se puede peinar al animal contra un fondo oscuro, los ácaros se pueden ver como puntos blancos en movimiento ("caspa andante"). Además, se puede usar la técnica de la “cinta adhesiva transparente” encima del pelaje del animal para visualizarlo en el microscopio y observar la presencia del parásito. Si el animal mordisquea su pelaje, también se pueden encontrar huevos de ácaros en las heces como transeúntes (Zajac y Conboy, 2012; Mehlhorn, 2016).

f) Control y tratamiento

En cuyes, el tratamiento es sistémico con ivermectina a dosis de 0.2 – 0.4 mg/kg aplicado tres veces en intervalos de 7 días, vía oral o subcutánea da buenos resultados (Wall y Shearer, 2001).

2.9.3.3. Suborden Mesostigmata

El suborden mesostigmata es un grupo de ácaros, donde la mayoría son depredadores pero un pequeño número de especies son de importancia en aves y mamíferos. Existen 2 familias de gran interés veterinario, la familia *Dermanyssidae* y *Macronyssidae* (Wall y Shearer, 2001).

2.9.3.3.1. Familia *Dermanyssidae*

a) Morfología

Dermanyssus gallinae mide aproximadamente 700 μm por 400 μm , las hembras alimentadas llegan a medir 1 mm, mientras los demás estadios son más pequeños. Presentan largas piernas, y son de color blanco grisáceo cuando están sin alimentarse y volviéndose rojo a negro cuando están llenos de sangre. Presenta un simple escudo dorsal que se estrecha posteriormente y se trunca en el margen posterior, no llega al borde posterior del cuerpo. Las sedas son pequeñas y están sobre el tegumento alrededor de la placa dorsal (Flechtmann, 1985; Wall y Shearer, 2001; Quiroz, 2005; Baker, 2007)

Los quelíceros son elongados y en forma de estiletes. El escudo esternal tiene dos pares de setas y la placa genito – ventral es truncada. Por otro lado, la placa anal es relativamente larga y ancha como la placa genito – ventral, el borde anterior es recto. El ano está situado en la mitad posterior de la placa anal y están presentes tres setas anales (Quiroz, 2005; Baker, 2007; Taylor *et al.*, 2016) (Figura 5).

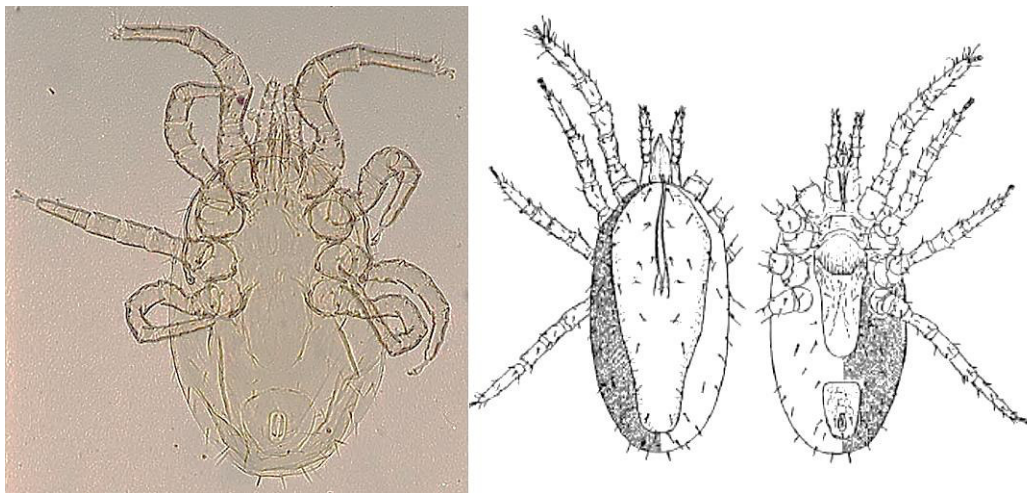


Figura 5: Morfología de *Dermanyssus gallinae*. (Fuente: Taylor *et al.*, 2016)

b) Epidemiología

Dermanyssus gallinae es un ácaro de gran distribución mundial, y parasita principalmente a las aves (domésticas y silvestres), además puede afectar a mamíferos e incluso el hombre (Jofré *et al.*, 2009; Di Palma *et al.*, 2018).

Es conocido coloquialmente como “ácaro rojo de las aves”, y popularmente en nuestro país se le conoce como “chuchuy” o “arañita roja” (Jofré *et al.*, 2009).

Este ácaro es frecuente en zonas templadas, y en las épocas de primavera y verano. Es de gran importancia veterinaria, debido a que actúa como vector para espiroquetas, bacterias y virus de importancia veterinaria (*Salmonella gallinarum*, *Salmonella enteritidis*, *Listeria monocytogenes*, los virus de la encefalitis equina del oeste y virus del Nilo Occidental, entre otros) (Baker, 2007; Jofré *et al.*, 2009; Di Palma *et al.*, 2018).

En cuanto a los reportes en nuestro país, en la década de los 90's, Florián (1999) menciona “la presencia de *Dermanyssus gallinae* (57%) en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar y comercial, de 4 departamentos del país (Ancash, Cajamarca, Junín y Lima). Posteriormente, Dittmar (2001) encontró la presencia de “*Dermanyssus gallinae*” en cuatro conejillos de indias (*Cavia porcellus*) evaluados en el departamento de Junín.

c) Ciclo biológico

Dermanyssus gallinae coloca sus huevos en lugares inaccesibles (grietas de paredes, jaulas, o nido), después de haber ingerido sangre. Pone alrededor de 7 huevos, los cuales eclosionan entre 2 a 3 días, emergiendo las larvas, las cuales ayunan. Posteriormente mudan 1 a 2 días a protoninfas, quienes se nutren del hospedero; pasados otros 2 días se convierten a deutoninfas, quienes se sustentan de la sangre de su hospedador y finalmente después de un día o dos se convierten en adultos. Pasan gran parte de su vida lejos del huésped, solo las ninfas y el adulto visitan al huésped para alimentarse y generalmente esto ocurre en las noches. El ciclo de vida se completa en 7 días por lo cual se pueden multiplicar rápidamente. Los adultos pueden sobrevivir bastante tiempo sin alimentarse, pudiendo sobrevivir hasta por lo menos 4 a 5 meses (Flechtmann, 1985; Barriga, 2002; Jofré *et al.*, 2009)

d) Signos clínicos

En aves de corral ocasiona principalmente anemia y pérdidas en la producción (pérdida de peso, disminución de puesta, y mortalidad). Debido a la forma de alimentación de este ácaro, que se alimenta de noche, los animales se encuentran inquietos, se rascan excesivamente y eso se llega a evidenciar en el mal aspecto del plumaje y pelaje de los animales (Cordero del Campillo *et al.*, 2001; Wall y Shearer, 2001).

En animales domésticos como perros y gatos se desarrolla lesiones como eritemas, pápulas y costras localizadas especialmente en la cabeza, dorso y extremidades (Di Palma *et al.*, 2018). Las lesiones en el hombre son típicas de una sarna, presenta lesiones “papulares pruriginosa o erupciones urticariales, con escozor nocturno”; principalmente en las zonas de la “cara, interdigital y genital” (Baker, 2007; Jofré *et al.*, 2009).

e) Diagnóstico

Se realiza en base a los signos clínicos, lesiones dérmicas, evaluación general del animal y a la identificación morfológica de la especie. *Dermanyssus gallinae* es difícil de diagnosticar porque los ácaros no están en el huésped durante el día. Un examen minucioso del medio ambiente puede revelar ácaros bajo las cortezas de estiércol en perchas o en nidos. Si se sospecha la infestación en aves enjauladas, la jaula puede cubrirse con un paño blanco por la noche y por la mañana, los ácaros se verán como pequeños puntos negros o rojo oscuro que se aferran a la tela. Además, se puede recolectar los ácaros con ayuda de una cinta adhesiva transparente y observarlo en el microscopio, identificando sus características morfológicas (Barriga, 2002; Zajac y Conboy, 2012).

f) Control y tratamiento

El tratamiento de las aves es solo paliativo y la atención debe darse en el ambiente (Taylor *et al.*, 2016). El tratamiento del ambiente se recomienda usar acaricidas en el ambiente infestado como carbaril, permetrina, amitraz, flumetrina y combinaciones de órganos fosforados con carbamato. Es aconsejable eliminar en lo posible todas las grietas y estructuras que faciliten su albergue (Cordero del Campillo *et al.*, 2001; Barriga, 2002).

Florián (1999) menciona “el uso de Carbaryl en polvo utilizado a dosis de 2.5 g en animales destetados y Deltamethrina (2%) en dosis de 0.125 ml por medio litro de agua en baños de inmersión controlaron a los ácaros con solo un tratamiento, por un periodo de 2 y 3 meses. Sin embargo, la técnica para la aplicación de Deltamethrina es más tediosa por lo que se requiere conocimientos de la técnica, uso de más implementos y días soleados”.

Por otro lado, Kajjak y Pautrat (2004) recomiendan usar el extracto de tabaco como un control ecológico frente a *Dermanyssus gallinae* realizando el baño por inmersión cada 21 a 30 días.

2.9.3.3.1. Familia *Macronyssidae*

a) Morfología

***Ornithonyssus bacoti*:** Presenta un cuerpo oval, la hembra es relativamente grande (0.65 – 1 mm de longitud). Esta especie se caracteriza por presentar una “placa dorsal” que se ciñe gradualmente hasta terminar en un extremo distal redondeado. Las cerdas son de similar dimensión en toda la cutícula. Por otro lado, los quelíceros no son de forma dentada, mientras el pedipalpo presenta un espolón en distal. El esternón se caracteriza por poseer tres pares de cerdas; ubicándose un par en el “margen anterior de la placa”, por otro lado el extremo de la placa es hendido. Además el ano está ubicado en la primera porción de la placa anal y el cuerpo

posee muchas setas largas y más peludo que *Dermanyssus gallinae* (Soulsby, 1987; Taylor *et al.*, 2016).

***Ornithonyssus sylviarum*:** Poseen un cuerpo alargado y ovalado; mide aproximadamente entre 0.75 – 1 mm de longitud. La placa dorsal abarca los dos tercios del cuerpo; luego continua estrechándose en forma de lengua, hasta alcanzar la mitad del resto del cuerpo (Soulsby, 1987). Los quelíceros son sin dientes. Las setas en la “placa dorsal” son de menor magnitud que las encontradas en otra parte del dorso. La placa ventral, así como *Dermanyssus gallinae*, poseen dos pares de cerdas, sin embargo en el membrana adyacente a dicha placa o en comunicación con la misma se ubica un tercer par. *O. sylviarum*, presenta el ano en la primera mitad de la placa anal y existe tres setas anales. Además el cuerpo presenta muchas setas largas y es mucho más peludo que *Dermanyssus gallinae* (Soulsby, 1987; Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007).

***Ornithonyssus bursa*:** Miden aproximadamente entre 0.75 – 1 mm de longitud. La placa dorsal se va estrechando gradualmente hasta terminar en un extremo redondeado, si bien las setas de la placa dorsal son similares a las de *O. sylviarum* y *Dermanyssus gallinae*, las que se encuentran adyacentes son más pequeñas (Wall y Shearer, 2001). El ano se encuentra a la primera mitad de la placa anal. Además, la placa esternal posee 3 pares de cerdas, ubicándose el tercer par en la cutícula proximal a la placa (Soulsby, 1987; 2001; Baker, 2007, Taylor *et al.*, 2016).

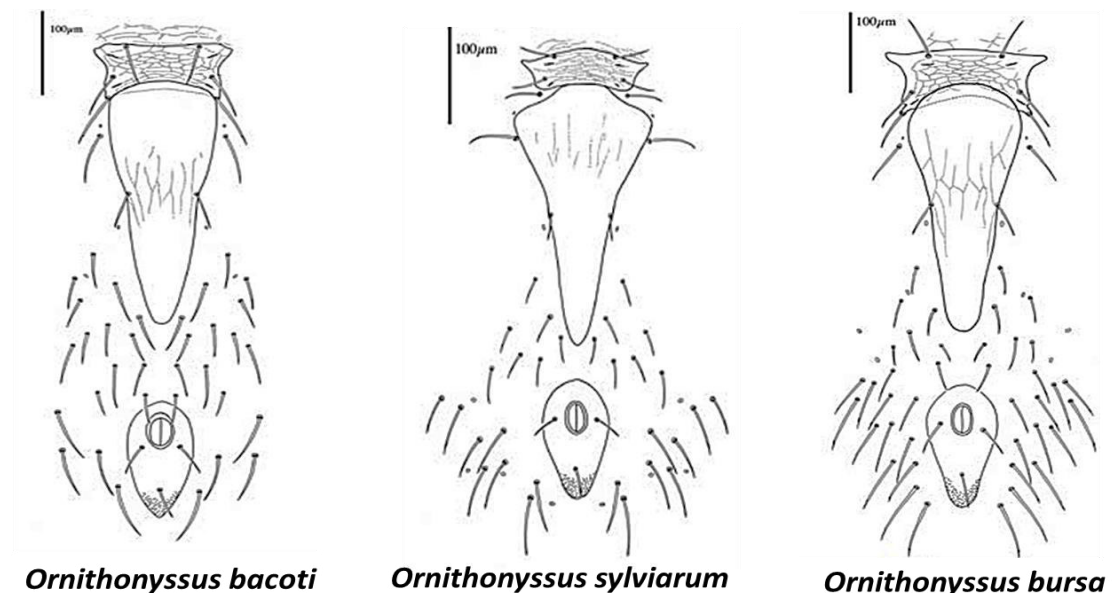


Figura 6: Principales diferencias de *Ornithonyssus bacoti*., *Ornithonyssus sylviarum*, *Ornithonyssus bursa*, vista ventral. (Fuente: Baker, 2007)

b) Epidemiología

Las especies “*Ornithonyssus sylviarum* y *Ornithonyssus bursa*” parasitan principalmente a “aves domésticas y silvestres”; la primera principalmente se distribuye en zonas templadas y la segunda en zonas tropicales y subtropicales. Por otro lado, *O. bacoti* parásita a roedores, pero particularmente a la rata negra (*Rattus rattus*) y rata marrón (*Rattus norvegicus*); además, se distribuye predominantemente en zonas tropicales. (Jofré *et al.*, 2009; Castelli *et al.*, 2015). Las tres especies de *Ornithonyssus*, cuando su hospedador no está disponible tienen la capacidad de colonizar de forma pasajera a otro huésped de sangre caliente para alimentarse, atacando a personas y mascotas (perro, gato, hámster, conejos, entre otros) (Cole *et al.*, 2005; Castelli *et al.*, 2015).

Ornithonyssus bursa es un parásito que se encuentra permanente en su hospedador. De igual modo, *Ornithonyssus sylviarum* permanece todo el tiempo en el hospedero; sin embargo, también se le puede encontrar en circulando en el habitat de su hospedero (McClain *et al.*, 2009; Lareschi *et al.*, 2017). Por otro lado, *Ornithonyssus bacoti* vive en el ambiente y no sobre su hospedador, se alimentan durante el día cuando su hospedador se encuentra en su nido, luego regresa a sus nidales o grietas (Cole *et al.*, 2005; Beck y Fölster, 2009).

Estos ácaros son potenciales vectores de espiroquetas, bacterias y virus en animales (*Borrelia*, *Bartonella*, *Pasteurella spp.*, virus de Newcastle, encefalitis y viruela aviar), principalmente en aves. Además se ha demostrado que *O. bacoti*, puede transmitir enfermedades de importancia en salud pública (peste, tifus murino y la fiebre Q) (McClain *et al.*, 2009; Lareschi *et al.*, 2017).

Se ha demostrado que el cuy (*Cavia porcellus*) es un reservorio para *Trypanosoma cruzi*, y *O. bacoti*, tiene la capacidad de infectarse y transmitir este parásito, por ende el contacto estrecho con animales infestados con ácaros como *O. bacoti* representaría un riesgo para la salud pública (Levy *et al.*, 2006).

Estudios realizados por Dittmar (2000), hallaron *Ornithonyssus spp.* en momias de cuyes (*Cavia porcellus*) en Moquegua. Asimismo, Dittmar (2001), encontró en cuyes de crianza familiar la especie *O. bacoti* en la provincia de Huancayo.

Alrededor del mundo se han reportado casos de *Ornithonyssus spp.* en humano. Téllez *et al.* (2008) mencionan “El primer reporte en nuestro país, que se dio en el año 2007 en la Clínica Ricardo Palma. A este nosocomio llegaron personas de diferentes distritos de Lima. Todos ellos presentaban lesiones múltiples como pápulas con base eritematosa en las zonas del cuello, brazos, tórax superior, abdomen y en algunas zonas de las piernas, así mismo excoriaciones por el intenso prurito. Los pacientes indicaron la presencia de nidos de palomas cerca a sus

habitaciones, tendederos, techos y patio. Al realizar la biopsia de piel se logró identificar *Ornithonyssus sylviarum*, y *Dermanyssus* spp”.

c) Ciclo biológico

La hembra pone de 1 a 5 huevos en el huésped después de ingerir sangre. La larva hexápoda emerge del huevo después de un día de ser puesta, estas larvas no se alimentan y mudan a protoninfas. Las protoninfas se alimentan de la sangre de su anfitrión y luego se transforman en tritoinfas, estas tritoinfas no se alimentan y mudan a la etapa adulta. Todo el ciclo puede completarse en 5 a 12 días en condiciones óptimas, debido a este tiempo corto se pueden desarrollar grandes poblaciones en poco tiempo. Por lo general, pasa toda su vida en el huésped y solo puede sobrevivir lejos de él 10 días (Wall y Shearer, 2001; Beck y Fölster, 2009).

d) Signos clínicos

Infestaciones altas pueden causar anemia. La piel, cerca de la región del ventral, puede tener costras y estar engrosadas debido a los ácaros. Las aves afectadas tienen plumas enmarañadas y descoloridas. Además están inquietas, pálidas, letárgicas, también tienen una producción reducida (aumento de peso o producción de huevos) y pueden llegar a la muerte (Wall y Shearer, 2001; Baker, 2007).

En el hombre se produce dermatitis, caracterizada por lesiones eritematosas, papulas pruriginosas, papulo-urticariales e intenso escozor durante todo el día. Las lesiones se localizan principalmente en las regiones interdigitales, cara y brazos (Jofré *et al.*, 2009; Castelli *et al.*, 2015).

e) Diagnóstico

El diagnóstico es similar al realizado para *Dermanyssus gallinae*, se toma en cuenta los signos clínicos y lesiones; a pesar de ello es importante la identificación morfológica de la especie. Se puede colectarlo con las técnicas de cinta adhesiva transparente, peinado y tricograma (McClain *et al.*, 2009; Taylor *et al.*, 2016).

f) Control y tratamiento

El tratamiento contra *Ornithonyssus* spp. es semejante a *Dermanyssus gallinae*. El ambiente infestado debe ser fumigados y desinfectados con acaricidas como carbaril, permetrina, amitraz, flumetrina y combinaciones de órganos fosforados con carbamato, además es importante tener un programa de desratización (Cordero del Campillo *et al.*, 2001; McClain *et al.*, 2009).

Florián (2006) menciona “el uso de Ectoline Pour on (1%) y Frontline (0.25%) en cuyes (*Cavia porcellus*), en aplicación topical a dosis de 0.2 ml y 2 ml respectivamente tienen una duración de 70 días post tratamiento”.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar y tiempo

El estudio se realizó en granjas de cuyes familiar-comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, departamento de Junín, ubicado a 21 kilómetros al noroeste de la ciudad de Huancayo, durante los meses de enero a marzo del 2017. El área de estudio está ubicada en la latitud S 12°36'5.26", longitud O 74°51'39.85" y se eleva sobre el nivel del mar en 3 279 metros.

Asimismo, el procesamiento e identificación de ectoparásitos se llevaron a cabo en el "Laboratorio de Microbiología y Parasitología, Sección Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos".

3.2. Información meteorológica

El distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, presenta temperatura promedio anual de 10.8°C; dos épocas bien definidas; la época de lluvias que abarca de diciembre a marzo, caracterizada por intensas lluvias y la época de seca que comprende de abril a noviembre; donde la temperaturas máximas alcanza a 31°C y humedad relativa entre 52 a 71%; y precipitación pluvial hasta 72.66 mm (Weatherspark, 2018).

3.3. Tamaño muestral

El tamaño muestral fue determinado mediante la fórmula para evaluar una proporción basada en la aproximación normal a la distribución binomial (Daniel, 2007), con 95% de confianza y 5% de precisión. Se utilizó como prevalencia referencial 75,5% (Gordillo, 2015) y se obtuvo un mínimo de 284 cuyes; sin embargo, se evaluaron 299 animales de pozas, obtenidos de 23 productores (13 animales/productor), los cuales estaban distribuidos en 4 zonas

(Chimpamarca, Hualianta, Centro y 2 de Mayo) de Matahuasi, Concepción – Junín. Fueron evaluados cuyes de ambos sexos, que se encontraban en etapas de recría y reproducción (198 animales de recría y 101 reproductores).

3.4. Evaluación clínica y colecta de información

Los animales del estudio fueron seleccionados al azar, además se obtuvo información de las variables: etapa productiva (recría/reproductores) y sexo. Todos los animales seleccionados fueron examinados clínicamente para determinar la presencia de ectoparásitos y/o lesiones.

3.5. Técnicas de recuperación de ectoparásitos

3.5.1. Técnica de raspado de piel

Sólo se realizó en los cuyes que presentaron lesiones dérmicas en cabeza y cuerpo (alopecia, queratinización o descamación). Estos animales, fueron sometidos a un raspado profundo de los bordes del área lesionada, hasta evidenciar un leve sangrado. Todo el contenido colectado fue colocado en placas Petri (5 x 3cm) para su posterior procesamiento (Wall y Shearer, 2001; Radostits *et al.*, 2002).

3.5.2. Técnica de la cinta adhesiva transparente

Posterior a la sujeción del animal, se dispuso 4 puntos del cuerpo (cabeza, región dorsal, región lumbosacra y vientre), en el cual se realizó pequeñas presiones con la cinta adhesiva transparente sobre la superficie corporal seleccionada. Dicha cinta adhesiva fue colocada sobre una lámina portaobjeto para su posterior observación microscópica en el laboratorio (Wall y Shearer, 2001; Radostits *et al.*, 2002).

3.5.3. Técnica de tricograma:

Se dispuso 4 puntos del cuerpo (cabeza, región dorsal, región lumbosacra y vientre) y con ayuda de una pinza mayo se extrajo una pequeña cantidad de pelaje (aprox. 10 pelos/punto) de todos los animales. Todos los pelos recolectados por animal fueron dispuestos en una sola bolsa ziploc con alcohol al 80% (Radostits *et al.*, 2002).

3.5.4. Técnica del peine fino

El cobayo es sujetado, y sobre su cuerpo se espolvorea un polvo fino a base propuxur para permitir el desprendimiento de los ectoparásitos y luego de 5 minutos de espera, se coloca el animal en una caja forrada con papel Kraft y se realiza el cepillado durante 3 minutos por animal, de toda la superficie corporal en dirección del pelaje y contraria a éste. Se dobla el papel Kraft conteniendo el pelaje desprendido conjuntamente con los ectoparásitos y es sellado con cinta adhesiva para evitar el escape de los ectoparásitos (Wall y Shearer, 2001; Radostits *et al.*, 2002).

3.6. Procesamiento parasitológico

Cada técnica de recuperación realizada siguió un determinado procesamiento en el laboratorio.

- a. El contenido colectado por la técnica de raspado, se vertió en placas Petri con agua destilada, siendo analizadas bajo el estereoscopio, estructuras compatibles con ectoparásitos vistas en la superficie del agua fueron colectadas y con ayuda de una pipeta pasteur se obtuvo pequeñas cantidades de sedimento para ser observados en el microscopio con ayuda de los objetivos de 10X y 40X.
- b. Por otro lado las láminas con cinta adhesiva transparente, fueron observadas directamente al microscopio, y sólo se adicionó KOH al 10% a toda muestra que requería mejor visualización.
- c. El contenido del tricograma fue dividido en dos porciones iguales, la primera porción fue observada directamente al microscopio con unas gotas de glicerina. La porción restante fue colocada en una placa Petri y fue visualizado en el estereoscopio. Los especímenes encontrados fueron recolectados con unas pinzas entomológicas y puestos en viales con alcohol al 70%; para su posterior identificación.
- d. Finalmente el material colectado por peinado, fue vertido en 4 a 5 placas Petri con agua destilada y se realizaron varios lavados (aprox. 3) hasta eliminar las partículas del fármaco con respecto a los ectoparásitos, se analizó y colectó bajo el estereoscopio, según paso “a”. Los especímenes encontrados fueron recolectados con unas pinzas entomológicas y puestos en viales con alcohol al 70%; para su posterior identificación.
- e. Adicionalmente, se realizó el conteo de piojos y ácaros hallados en cada técnica, para determinar la intensidad media y el rango de infestación de los animales.

3.7. Montaje de ectoparásitos

Se realizó la misma técnica de montaje para piojos (*Gliricola porcelli*) y para dos especies de ácaros (*Dermanyssus gallinae* y *Ornithonyssus bursa*), debido a que poseen similar cutícula, la cual se caracteriza por ser dura. Los especímenes conservados en alcohol al 70%, fueron sometidos a 3 lavados con agua destilada durante 30 minutos cada uno. Posteriormente, las muestras se colocaron en solución de KOH al 10% para su aclaramiento por 48 a 72 horas. Una vez aclarados los especímenes, se procedió a un nuevo lavado con agua destilada, para luego iniciar un proceso de deshidratación por alcoholes seriados (80, 90 y 100%) durante 10 minutos cada cambio. A continuación, se pasó por una mezcla de xylol y etanol (50:50) durante 15 minutos, luego pasaron las muestras por dos cambios de xylol puro por 15 minutos cada uno. Finalmente, se realizó el montaje con Entellán® (Martín, 1994).

3.8. Identificación de ectoparásitos

La identificación del género y especies de los ectoparásitos encontrados, se identificaron en base a claves taxonómicas descritas por “Al-Rabiai *et al.* (1983), Soulsby (1987), Wall y Shearer, 2001, Serra-Freire y Pinto (2006) y Taylor *et al.* (2016)”.

3.9. Análisis de datos

Se calculó la prevalencia de ectoparásitos mediante la determinación del número de muestras positivas de cada uno de los parásitos involucrados. Los resultados se manifestaron en forma porcentual con sus respectivos intervalos de confianza al 95% (Daniel, 2007). Así mismo, se determinó la intensidad media y el rango por especie de ectoparásito según lo establecido por Bush *et al.* (1997).

Se usó la prueba de Chi cuadrado para analizar la posible asociación entre las variables en estudio (sexo y etapa productiva) con la presencia de ectoparásitos. Los datos fueron procesados con el paquete estadístico “STATA®, v. 12.0”.

IV. RESULTADOS

La presencia de ectoparásitos fue evaluada en cuyes del distrito de Matahuasi, Provincia de Concepción, Junín, obteniéndose una prevalencia general de $67 \pm 5.3\%$ al 95% de confianza. Se observaron ácaros y piojos.

En cuanto al sexo y edad se encontró similares porcentajes y al ejecutar la prueba de “Chi cuadrado” con un nivel de significancia del 0.05, no se encontró asociación significativa ($p>0.05$) entre las variables sexo y edad con el ectoparasitismo (Cuadro 5).

Cuadro 5: Prevalencia de ectoparasitismo y asociación con las variables sexo y etapa productiva, en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017

Variables		n positivos	%	p
Sexo	Macho	127	71.65	0.108
	Hembra	172	62.8	
Etapa productiva	Recría	198	70.2	0.061
	Reproductores	101	59.4	
Total \pm IC		299	67 ± 5.3	

n= total de animales; IC = Intervalo de Confianza; p= valor

Los ácaros, fueron el principal grupo de ectoparásitos, mostraron una prevalencia del 63% y *Ornithonyssus bursa* fue el ácaro más común en las granjas caviólicas (53%). Se recuperaron 5,922 ectoparásitos en total y el número promedio por especie de ectoparásito identificado (IM) se muestran en el cuadro 6.

Cuadro 6: Intensidad media y rango según especie de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*) infestados del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017

Orden	Ectoparásitos	Positivos		Carga	
		n	%	IM	Rango
Acariformes (ácaros)	<i>Ornithonyssus bursa</i>	157	53	29.3	1 - 286
	<i>Chirodiscoides caviae</i>	46	15	6.6	1 - 131
	<i>Dermanyssus gallinae</i>	22	7	19.3	1 - 341
	Total de ácaros (%)	188	63	28.05	1 - 341
Phthiraptera (Piojos)	<i>Gliricola porcelli</i>	35	12	18	1 - 345
	Total de piojos (%)	35	12	18.5	1 - 345
Total de ectoparásitos		199	67	29.8	1 - 345

n= cuyes positivos; IC = Intervalo de confianza; IM = Intensidad media

El tipo de asociación parasitaria presente en los cuyes positivos, evidenciaron una sola especie (49.8%); por lo general lo constituyó *Ornithonyssus bursa*. Dos especies estuvieron presentes simultáneamente en el 13.4% de los cuyes con ectoparásitos, siendo *Ornithonyssus bursa* y *Chirodiscoides caviae* la combinación más común y sólo el 3.3% tenían tres o más ectoparásitos presentes.

Cuadro 7: Tipo de parasitismo en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar - comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017

Tipos de ectoparasitismo	Positivos		Especies	Género y/o especie	
	N	%		n	%
Monoparasitismo	149	49.8	<i>Ornithonyssus bursa</i>	114	38.1
			<i>Chirodiscoides caviae</i>	18	6
			<i>Gliricola porcelli</i>	10	3.3
			<i>Dermanyssus gallinae</i>	7	2.3
Biparasitismo	40	13.4	<i>O. bursa</i> + <i>C. caviae</i>	19	6.4
			<i>O. bursa</i> + <i>G. porcelli</i>	10	3.3
			<i>D. gallinae</i> + <i>O. bursa</i>	5	1.7
			<i>D. gallinae</i> + <i>G. porcelli</i>	3	1
			<i>C. caviae</i> + <i>G. porcelli</i>	2	0.7
			<i>D. gallinae</i> + <i>C. caviae</i>	1	0.3
			<i>D. gallinae</i> + <i>O. bursa</i> + <i>G. porcelli</i>	4	1.3
Poliparasitismo	10	3.3	<i>O. bursa</i> + <i>C. caviae</i> + <i>G. porcelli</i>	4	1.3
			<i>D. gallinae</i> + <i>C. caviae</i> + <i>G. porcelli</i>	1	0.3
			<i>D. gallinae</i> + <i>O. bursa</i> + <i>C. caviae</i> + <i>G. porcelli</i>	1	0.3

n = número de positivos

En cuanto a las técnicas de diagnóstico, el peine fino ($54 \pm 5.65\%$) fue la más eficiente, seguido de la cinta adhesiva ($41 \pm 5.57\%$). No se evidenció la presencia de ácaro, con la técnica de raspado profundo de piel. En todas las técnicas predominó la recolección de ácaros, principalmente de *Ornithonyssus bursa*.

Cuadro 8: Especies parasitarias identificadas con las técnicas de Tricograma, Cinta Adhesiva y Peinado Fino, en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar - comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín. 2017

Especies		TRICOGRAMA		CINTA ADHESIVA		PEINE FINO	
		N	%	n	%	N	%
Acariformes	<i>Ornithonyssus bursa</i>	67	22.4	87	29.1	131	43.8
	<i>Chirodiscoides caviae</i>	16	5.4	11	3.7	9	3.0
	<i>Dermanyssus gallinae</i>	2	0.7	8	2.7	17	5.7
Phthiraptera	<i>Gliricola porcelli</i>	8	2.7	7	2.3	32	10.7
TOTAL ± IC		90	30 ± 5.19	121	41 ± 5.57	162	54 ± 5.65

IC = Intervalo de Confianza; n= número de positivos

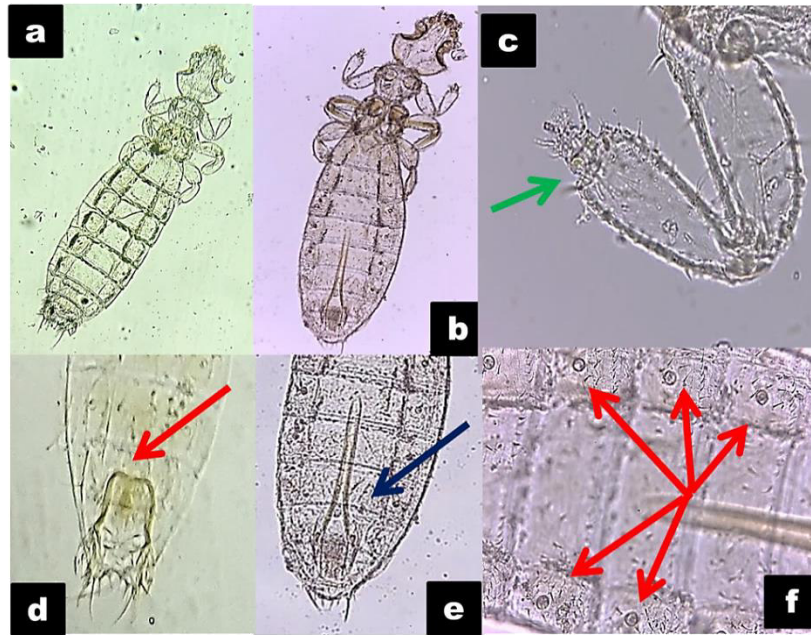


Figura 7: Características morfológicas de *Gliricola porcelli*. **a** y **b**. especímenes observados en microscopio (10X y 40X). **c**. Tarso, obsérvese la falta de uña tarsal (flecha verde). **d**. Aparato reproductor de la hembra. **e**. Aparato reproductor del macho Aedeagus (flecha azul). **f**. Estigmas respiratorios (flechas rojas).

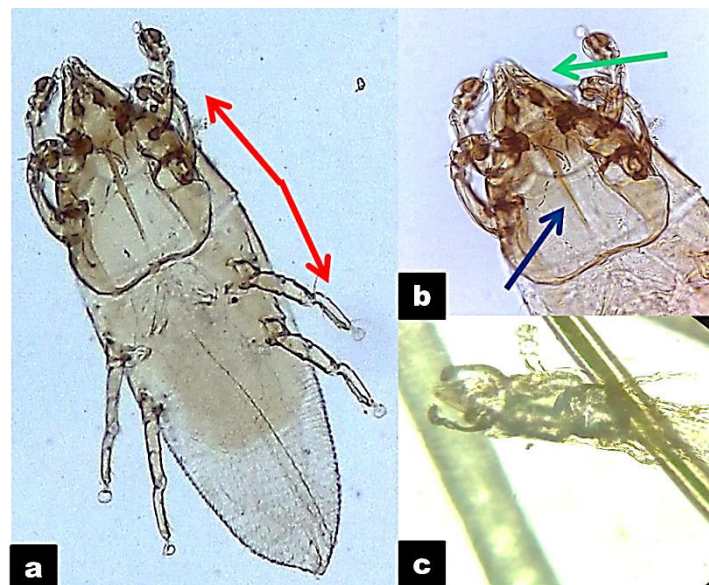


Figura 8: Características morfológicas de *Chirodiscoides caviae*. **a**. Vista ventral, nótese las dos primeras pares de patas se encuentran más desarrollada que las posteriores (flecha roja). **b**. Gnotosoma (flecha verde) y Placa esternal estriada (flecha azul). **c**. Espécimen observado en microscopio (10X).

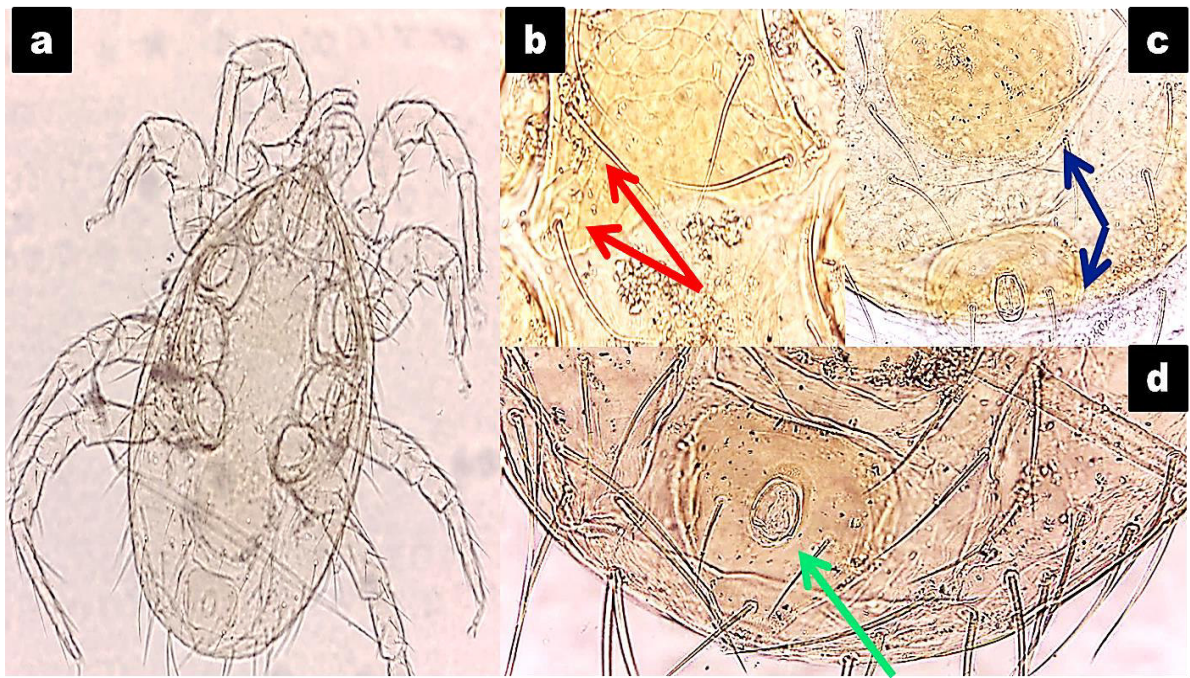


Figura 9: Características morfológicas de *Dermanyssus gallinae*. **a.** Especimen observado en microscopio (10X y 40X). **b.** Placa externa, nótese los dos pares de setas (flecha roja). **c.** Extremo posterior de la placa ventrogenital, nótese que es del mismo tamaño que la placa anal (flecha azul). **d.** Placa anal (flecha verde).



Figura 10: Características morfológicas de *Ornithonyssus bursa*. **a.** Especimen observado en microscopio (10X y 40X). **b.** Placa externa, nótese la forma de la misma y los tres pares de setas (flecha verde). **c.** Placa anal (flecha azul).

V. DISCUSIÓN

El presente estudio reporta una alta prevalencia de ectoparásitos de $67 \pm 5.3\%$ en cuyes de crianza familiar–comercial del distrito de Matahuasi, Concepción, Junín. El porcentaje observado es similar a los reportados por Chambilla (2012) y Gordillo (2015) (59.1% y 75.5%) en Tacna y Arequipa, respectivamente; debido posiblemente al manejo similar de los animales, así como condiciones medioambientales. Sin embargo, Dittmar (2001) y Aguilar *et al.* (2011), señalan frecuencias superiores al 90% (96.6-90.9%) en diversas zonas de la costa, sierra y selva del país. Estas diferencias se deben principalmente a la evaluación de cuyes de crianza familiar, donde la infraestructura y por ende el control sanitario es deficiente.

En relación con la presencia de ectoparásitos y asociación con las variables sexo y etapa productiva, no se evidenció asociación significativa, es decir esas variables no constituyeron factores influyentes para la presentación del ectoparasitismo en cobayos; debido a que todos los animales estuvieron sujetos a similares condiciones de manejo y exposición del agente.

En este estudio se llegó a recuperar un total de 5,922 ectoparásitos, de los cuales 5,274 fueron ácaros y 648 piojos. Respecto el grado de infestación según la carga de ácaros, en *Chirodiscoides caviae* fue leve (1 – 131 ácaros) a comparación de *Ornithonyssus bursa* y *Dermanyssus gallinae* que fueron infestaciones moderadas (200 a 350 ácaros), así mismo los piojos también presentaron una infestación moderada. Florián (1999), estableció grados de infestación según la carga parasitaria, infestación leve (+) (1 a 200 ácaros), infestación moderada (++) (200 a 1,000 ácaros) e infestaciones masivas (+++) (más de 1,000 ácaros).

Los principales ectoparásitos identificados en cuyes fueron ácaros (63%), seguido de piojos (12%), no hallándose la presencia de pulgas. Diversos autores coinciden en señalar que los ácaros superficiales son los ectoparásitos predominante en cobayos (Dittmar, 2001; Aguilar *et al.*, 2011; Chambilla, 2012; Gordillo, 2015) a diferencia de los señalado por Cadenillas (2017) quien encontró primordialmente piojos en el norte del país. Con respecto a los ácaros identificados, prevaleció *Ornithonyssus bursa*. (53%), considerado un parásito hematófago común en aves (Wall y Shearer, 2001). Son escasos los estudios que logran identificar la especie del ácaro hallado a través del aclaramiento y observación de estructuras morfológicas, ya que *Ornithonyssus* y *Dermanyssus* son macroscópicamente similares, es por ello que es importante el uso de claves en la taxonomía como escudo dorsal, placa esternal, ventrogenital y anal, así como disposición del ano (Dittmar, 2001; Robles *et al.*, 2014; Gordillo, 2015; Cadenillas, 2017). La mayoría señalan el género *Ornithonyssus* o aluden erróneamente al denominado ácaro rojo o chuchuy que corresponde a otro ácaro “*Dermanyssus*” (Chambilla, 2002; Aguilar *et al.*, 2011).

Estudios realizados en nuestro medio han identificado otras especies de *Ornithonyssus* en diversas regiones del país como *Ornithonyssus sylviarum* por Flores *et al.* (2010) en Ancash, quienes mencionan que dicho ácaro se encontraría como principal fuente de infección para cobayos, a través de la presencia de aves en los galpones; a diferencia de lo diagnosticado por Dittmar (2001) en Huancayo quien encontró *Ornithonyssus bacoti*, cuya fuente de transmisión es básicamente roedores (*Rattus* spp).

El perjuicio de *Ornithonyssus bursa* es variable según la especie hospedadora y su efecto puede ser no medible hasta conllevar una pérdida significativa de sangre, por su características hematófagas y cursar con mortalidad en infestaciones severas (Szép y Mpller, 2000). Estudios señalan un efecto negativo en la ganancia de peso y anemia en muchas especies de aves incluyendo el gorrión (*Passer domesticus*) (Weddle, 2000) y golondrina (*Hirundo rustica*) (Mpller, 1993; Morishita y Schaul, 2007). Sin embargo, las consecuencias patológicas en el cobayo aún no están claras.

Otro ácaro, similar macroscópicamente al *Ornithonyssus* pero con diferencias biológicas, lo constituye *Dermanyssus gallinae* hallado en baja frecuencia en el presente estudio (7%). Es considerado una plaga importante de aves de corral en todo el mundo (Hoglund *et al.*, 1995) y ha quedado demostrado su papel como vector de la Salmonelosis en aves ponedoras

(Dhooria, 2016), por lo cual no se descartaría similar impacto en el sector cavícola, donde brotes causados por esta enfermedad producen alta mortalidad (Morales, 2017).

La menor frecuencia de *Dermanyssus gallinae* en comparación a *Ornithonyssus bursa* puede explicarse al tiempo de permanencia del ácaro sobre el hospedero. Es así que *Dermanyssus gallinae*, por lo general no se observa sobre el hospedero, pues parte de su ciclo de vida lo desarrolla en el ambiente y solo bajo condiciones de baja iluminación, generalmente por las noches buscaría al cobayo para alimentarse. Asimismo, las grietas y otras zonas de la granja constituirían lugares para la cohabitación del ácaro por lo cual la recolección y observación de esta especie de ectoparásito fue difícil en el estudio, ya que las pozas eran principalmente de malla con madera, y las paredes del galpón se encontraban terrajeadas. Por el contrario, *Ornithonyssus bursa* permanecería la mayor parte del tiempo sobre el hospedero, desarrollando todo su ciclo de vida en el cobayo y en un corto tiempo (McClain *et al.*, 2009; Lareschi *et al.*, 2017).

El 26% de las granjas cavícolas, presentaban la crianza de aves como patos, gallinas y loros. Los cuales constituirían una fuente de infestación de *Ornithonyssus bursa* y *Dermanyssus gallinae*, por lo cual las aves transportarían los ectoparásitos en las granjas, y ya instalados serían posteriormente dispersados por el estrecho contacto de los animales a través de las pozas. Además, cabe considerar que ambos géneros de ácaros pueden causar transitorios problemas de dermatitis pruriginosa en el hombre (Jofré *et al.*, 2009; Castelli *et al.*, 2015) pudiendo verse afectados trabajadores y residentes de la zona.

Chirodiscoides caviae presentó una baja prevalencia del 15%, difiriendo a lo encontrado por Robles *et al.* (2014), quienes hallaron mayores porcentajes superior al 57% en Oxapampa; asociado a las condiciones geográficas, climáticas y al mayor brillo solar característico de ceja de selva, lo que favorecería una mayor multiplicación y supervivencia de los ácaros (Jofré *et al.*, 2009); a diferencia del distrito de Concepción-Junín que se encuentra en un valle interandino, donde las temperaturas son menores al estar localizada a 3 279 msnm.

Chirodiscoides caviae, se caracteriza por encontrarse generalmente adherido al tallo del pelaje y es relativamente inofensivo, rara vez produciría problemas de caspa y eritema. Sin embargo, en infestaciones severas puede llevar a generar auto traumas y dermatitis ulcerativa

(Paterson, 2006). d' Ovidio y Santoro (2014), señalaron una mayor frecuencia de 33% en tiendas de mascota y en animales de propiedad privada, con una mayor casuística en el primer caso (66%), en contraste a lo hallado en el presente trabajo. Asimismo, a pesar de ser considerado específico de hospedero, algunos autores señalan su presencia en ratas de laboratorio (Harikrishnan et al., 2009)

En relación al orden Phthiraptera, en nuestro país se ha descrito hasta el momento la presencia de tres especies (*Gliricola porcelli*, *Gyropus ovalis* y *Trimenopon hispidum*) en *Cavia porcellus* (Dittmar, 2001; Dittmar et al., 2003; Flores et al., 2010; Robles et al; 2014; y Cadenillas, 2017). Sin embargo, en el presente trabajo solo se halló al piojo *Gliricola porcelli* (12%). Diversos estudios coinciden en señalarlo como especie dominante, además de ser considerado benigno, sin estar asociado a problemas de salud pública (Wall y Shearer, 2001; Mullen y Durden, 2002).

Respecto al orden Siphonaptera, cabe señalar que no se encontró presencia de pulgas, A pesar de ello, varios autores han señalado la presencia de diversas especies de pulgas (*Pulex irritans*, *Tiamastus cavicola*, *Ctenocephalis felis*, *Xenopsylla cheopis* y *Echidnophaga gallinacea*) en cuyes (Dittmar, 2001; Dittmar et al., 2003; Gordillo, 2015; Cadenillas, 2017). La diversidad y variedad de pulgas en cobayos suele estar asociada a la presencia de animales en las granjas como perros, gatos, conejos, aves, roedores, etc, quienes transmitirían los parásitos. Cabe señalar que las granjas evaluadas permitirían el ingreso de aves, perros y gatos; sin embargo, los factores ambientales como temperatura (16°C) y humedad (52-72%) de la zona, fueron desfavorables para el desarrollo de dichos ectoparásitos (Soulsby, 1987; Quiroz, 2005; Weatherspark, 2018).

El presente estudio encontró una baja asociación parasitaria en los cuyes evaluados, donde solo el 3.3% presentaron tres o más ectoparásitos. A diferencia de lo señalado por Dittmar et al. (2003); quienes notificaron casos de poliinfestación de hasta siete especies diferentes de ectoparásitos que incluyeron pulgas (*Pulex spp.* *Tiamastus cavicola*, *Xenopsylla cheopis*), piojos (*Gliricola porcelli*, *Trimenopon hispidum*, *Gyropus ovalis*) y ácaros (*Ornithonyssus bacoti*) favorecida principalmente por una alta densidad de la población, inadecuada alimentación, enfermedades crónicas y animales relativamente viejos.

En relación a la evaluación externa de los animales, cabe mencionar que la mayoría (79.9%) no evidenció lesiones visibles en la piel y posiblemente esté relacionado a cargas de infestaciones relativamente bajas que pasan desapercibidas y solo el 20.1% de los animales presento lesiones dérmicas, los mismos que fueron sometidas al examen de raspado cutáneo para el descarte de acarosis profunda. Sin embargo, no se evidenciaron en el presente estudio ácaros que pudieran afectar el estrato sub dérmico de la piel. Los cobayos pueden ser afectados por ácaros estrictamente específicos *Demodex caviae* y *Trixacarus caviae*, asociado en el primer caso a prurito recurrente así como a problemas de inmunodeficiencia y el segundo caso al deficiente manejo (Schönfelder *et al.*, 2010).

Por otro lado, al evaluar las técnicas de colección, se evidencio mayor prevalencia con la técnica de peine fino ($54 \pm 5.65\%$), la cual permite coleccionar ectoparásitos localizados en pelo, en diferentes estadios. En cambio las técnicas de cinta adhesiva transparente y tricograma también permitieron visualizar ectoparásitos superficiales pero con menor efectividad; debido a que estas técnicas solo se realizaron en ciertos puntos y no en toda la superficie del animal, pudiendo generar falsos negativos al ectoparasitismo. Se realizó la técnica de raspado profundo de piel en animales con lesiones, sin evidenciarse ácaros, esto debido a que las lesiones presentes son inespecíficas, pudiendo ser causada por otros agentes etiológico (Wall y Shearer, 2001; Radostis *et al.*, 2002).

Debemos señalar que los productores de las diversas granjas evaluadas, utilizan una variedad de drogas con diversos principios activos para el control de ectoparásitos; entre ellos el fipronil, amitraz, ivermectina y carabamato en forma de spot – on, aspersión o baño. Sin embargo, a pesar de su empleo trimestral, la presencia de ectoparásitos fue evidente incluso en aquellas granjas que emplearon un control reciente (hacía 7 días) sobre sus animales, como en aquellas, donde no fue empleado (hacía 6 meses). Podemos mencionar el mal manejo de los productos; podría llevar a un problema de resistencia, no evaluado en la zona, así como la residualidad de los fármacos en la carne (Schönfelder *et al.*, 2010). Es importante realizar un calendario sanitario, adecuado a las condiciones medioambientales presentes en la zona, como la probable implementación de baños antes de la época de lluvia y seca, según lo recomendado por Robles *et al.* (2014).

VI. CONCLUSIÓN

- La prevalencia de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial del distrito de Matahuasi, provincia de Concepción, Junín fue de $67 \pm 5.3\%$
- Los ectoparásitos encontrados fueron; ácaros: *Ornithonyssus bursa* 53%, *Chirodiscoides caviae* 15%, *Dermanyssus gallinae* 7% y piojo: *Gliricola porcelli* 12%.
- Las asociaciones parasitarias fueron: monoparasitismo (49.8%) donde *Ornithonyssus bursa* (38.1%) fue el más frecuente; biparasitismo (13.4%) *Ornithonyssus bursa* más *Chirodiscoides caviae* (6.4%) y poliparasitismo (3.3%).
- No se encontró asociación significativa ($p > 0.05$) entre las variables sexo y edad con el ectoparasitismo.

VII. BIBLIOGRAFÍA

1. Acha P y Szyfres B. 2003. Dermatitis por ácaros de origen animal. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3ª ed. Washington: OPS. 413 p.
2. Aguilar G, Bustamante J, Bazán V, Falcón N. 2011. Diagnóstico situacional de la crianza de cuyes en una zona de Cajamarca. Rev Inv Vet Perú 22 (1): 9-14.
3. Alexandre S y Vieira M. 1994. Eficácia de diferentes tratamentos em cobaias (*Cavia porcellus*) infestadas por *Chirodiscoides caviae*. Braz J Vet Res Anim Sci 31: 205 – 209. Doi: 10.11606/issn.1678-4456.bjvras.1994.52066
4. Al-Rabiai S, Wagner J, Enns W, Farrar P. 1983. A redescription of *Chirodiscoides caviae* Hirst (Acari: Atopomelidae), with differentiating characteristics of male and female adult and nymphal stages. J Kan Entom Soc 56 (4): 483-495.
5. Álvarez S. 2014. Situación actual y perspectiva de la exportación de carne de cuy (*Cavia porcellus*). Tesis de ingeniero zootecnista. Lima: Univ. Nac. Agraria La Molina. 44 p.
6. Avilés D, Martínez M, Landi V, Delgado J. 2014. El cuy (*Cavia porcellus*): un recurso andino de interés agroalimentario The guinea pig (*Cavia porcellus*): An Andean resource of interest as an agricultural food source. Animal Genetic Resources 55: 87-91. Doi:10.1017/S2078633614000368
7. Baker D. 2007. Flynn's parasites of laboratory animals. 2 ed. Iowa: Blackwell. 840 p.
8. Barriga O. 2002. Las enfermedades parasitarias de los animales domésticos en América latina. Chile: Germinal. 334 p.
9. Beck W y Fölster-Holst R. 2009. Tropical rat mites (*Ornithonyssus bacoti*) â “serious ectoparasites. J Der Deu Derm Ges 7(8): 667–670. Doi:10.1111/j.1610-0387.2009.07140.x
10. Bowman D. 2014. Georgi's parasitology for veterinarians. 10ma ed. Missouri: Elsevier Saunders. 499 p
11. Bush A, Lafferty K, Lotz J, Shostak A. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis *et al.* Revisited. J Parasitol 83(4): 575 - 583. Doi: 10.2307 / 3284227

12. Bustamante L y Bustamante V. 2009. Producción y enfermedades de cuyes. Lima: Facultad de Medicina Veterinaria, Univ Nacional Mayor de San Marcos. 237 p.
13. Cadenillas A. 2017. Prevalencia de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*) de la ciudad de Ferreñafe – Departamento de Lambayeque. Tesis de Médico Veterinario. Lambayeque: Universidad Pedro Ruiz Gallo. 55 p.
14. Castelli E, Viviano E, Torina A, Caputo V, Bongiorno M. 2015. Avian mite dermatitis: an Italian case indicating the establishment and spread of *Ornithonyssus bursa* (Acari: Gamasida: Macronyssidae) (Berlese, 1888) in Europe. Int J Derm 54(7): 795–799. Doi: 10.1111/ijd.12739
15. Chambilla E. 2013. Diagnóstico de la producción de cuyes (*Cavia porcellus*) en la provincia de Tacna – 2012. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Tacna: Universidad Jorge Basadre Grohmann. 130 p.
16. Chauca L. 1997. Producción de cuyes (*Cavia porcellus*). Estudio FAO producción y sanidad animal 138. Roma: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 77p.
17. Chauca L.1999. Importancia de la crianza de cuyes en Latinoamérica y Sistemas de Producción. En: Memorias del V curso y V congreso latinoamericano de cuyicultura y mesa redonda sobre cuyicultura periurbana. Puerto Ayacucho: Fundación para el desarrollo de las ciencias físicas, matemáticas y naturales.
18. Chauca L. 2007. Realidad y perspectiva de la crianza de cuyes en los países andinos. En: XX Reunión ALPA. Cusco: Asociación Latinoamericana de Producción Animal.
19. CFSPH. 2005. The center for food security and public health. 2005. Iowa State University. [Internet], [27 de Agosto 2018]. Disponible en: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/acariasis.pdf>
20. Cole J, Sabol – Jones M, Karolewski B, Byford T. 2005. *Ornithonyssus bacoti* infestation and elimination from a mouse Colony. J Amer Assoc Lab Anim Sci 44 (5): 27-30.
21. Collins G y Griffin D. 1986. *Trixacarus caviae* Fain *et al.* (Acari: Sarcoptidae): dimensions, population composition and development of infection in guinea pigs. J Aust Ent Soc 25: 17-22. Doi: 10.1111/j.1440-6055.1986.tb01061.x
22. Cordero del Campillo M, Rojo F, Martínez A, Sánchez M, Hernández S, Navarrete I, Diez P, Quiroz H, Carvalho M. 2001. Parasitología veterinaria. 2da ed. Madrid: Mc Graw Hill. 986 p.
23. Daniel W. 2007. Bioestadística. Base para el análisis de las Ciencias de la Salud. 4a ed. México DF: LIMUSA S.A. 924 p.
24. Dean P, Stephen W, Barthold W. 2007. Pathology of laboratory rodents and rabbits. 3ra ed. Massachussetts: Blackwell publishing. 381 p.

25. Dhooria M. 2016. Medical and veterinary acarology. En: Dhooria M eds. Fundamentals of applied acarology. Singapur: Springer. 425 – 439p.
26. Di Palma A, Leone F, Albanese F, Beccati M. 2018. A case report of *Dermanyssus gallinae* infestation in three cats. Vet Derm 29(4): 348–e124. Doi: 10.1111/vde.12547
27. Dittmar K. 2000. Evaluation of ectoparasites on the guinea pigs mummies of el Yaral and Moquegua valley, in southern Peru. Rev Antropol Chil 32(1): 123-125. Doi: 10.4067/S0717-73562000000100020
28. Dittmar K. 2001. Untersuchungen zum vorkommen von ektoparasiten bei domestizierten und wildlebenden meerschweinchen (*Cavia* spp.) sowie an präinkaischen meerschweinchenmumien in Peru, Südamerika. These für den grad eines Doktors der Veterinärmedizin. Leipzig: Veterinärmedizinische Fakultät der Universität Leipzig. 156 p.
29. Dittmar K. 2002. Arthropod and Helminth parasites of the wild guinea pig, *Cavia aperea*, from the Andes and the Cordillera in Peru, South America. J Parasitol 88(2): 409 – 411.
30. Dittmar K, Ribbeck R, Dauschies A. 2003. Vorkommen und verbreitung von ektoparasiten bei meerschweinchen (*Cavia* spp.) in Peru, Südamerika. Berl Mtnch Tierärztl Wschr 116: 102 - 107.
31. d' Ovidio D y Santoro D. 2014. Prevalence of fur mites (*Chirodiscoides caviae*) in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*) in southern Italy. Vet Derm 25(2): 135–138. Doi: 10.1111/vde.12110
32. Emerson, K y Price R. 1975. Mallophaga of Venezuelan mammals. Brigham young University Science Bulletin (Biological Series) 20(3): 1-77.
33. Eshar D y Bdolah-Abram T. 2012. Comparison of efficacy, safety, and convenience of selamectin versus ivermectin for treatment of *Trixacarus caviaemange* in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*). JAVMA 241(8): 1056–1058.
34. Fain A, Hovellg J, Hyattk H. 1972. A new sarcoptid mite producing mange in albino guinea pigs. Acta Zool Pathol Antverp 56: 73-81.
35. Fisher M, Beck W, Hutchinson M. 2007. Efficacy and safety of Selamectin (Stronghold®/Revolution™) used off-Label in exotic pets. Intern. J Appl Res Vet Med 5 (3):1-10.
36. Flechtmann C. 1985. Ácaros de importância médica veterinária. 3ed. Sao Paulo: Nobel. 192 p.
37. Flores S, Chávez A, Morales S. 2010. Ectoparásitos en cobayos (*Cavia porcellus*) del distrito de San Marcos – Huaraz. En: XXII Congreso PANVET. Lima: Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias.
38. Florián A. 1999. Pérdidas de producción debido a enfermedades parasitarias. En Memorias del V Curso y V Congreso Latinoamericano de Cuyicultura y mesa redonda sobre

cuyicultura periurbana. Puerto Ayacucho: Fundación para el desarrollo de las ciencias físicas, matemáticas y naturales.

39. Florián A. 2006. Control de ectoparásitos (*Ornitoryssus* spp.) en cuyes mediante la aplicación topical de fipronil. Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria – INIEA. En: XXIX Reunión APPA. Huancayo: Asociación Peruana de Producción Animal.
40. Gallo L, Montero P, Acevedo D, Tirado D, Torres J. 2015. Caracterización de salchichas elaboradas a partir de materias primas no tradicionales. Vector 10: 26 – 32.
41. Gil V. 2007. Importancia del cuy y su competitividad en el mercado. En: XX Reunión ALPA. Cusco: Asociación Latinoamericana de Producción Animal.
42. Gordillo R. 2015. Prevalencia de ectoparásitos en cuyes (*Cavia porcellus*) en el distrito de Santa Isabel de Siguan provincia de Arequipa. Tesis de Médico Veterinario y Zootecnista. Arequipa: Universidad Católica de Santa María. 87p.
43. Gorman G, Zúñiga C, Romero M. 1986. Hallazgos de ectoparásitos en cobayos (*Cavia porcellus*). Avances en Medicina Veterinaria 1(1): 63-64. Doi: 10.5354/0719-5273.2010.10387
44. Harikrishnan V, Ranaraj V, Fernandez A. 2009. Incidence of *Chirodiscoides caviae* in laboratory-rats screening: Identification and treatment. Scand J Lab Anim Sci. 36: 147–153.
45. Harknes J, Turner P, Woude S, Wheler C. 2010. Harkness and Wagner's. Biology and Medicine of Rabbits and Rodents. 5th ed. USA: Wiley –Blackwell. 472 p.
46. Hirsjarvi P y Phyla L. 1995. Ivermectin treatment of a colony of guinea pigs infested with fur mite (*Chirodiscoides caviae*). Lab Anim 29(2): 200-203.
47. Hoglund J, Nordenfor H, Ugglä, A. 1995. Prevalence of the poultry red mite, *Dermanyssus gallinae*, in different types of production systems for egg layers in Sweden. Poultry Science. 74(11): 1793–1798. Doi: 10.3382/ps.0741793
48. Honda M, Namikawa K, Hirata H, Neo S, Maruo T, Lynch J, Chida A, Morita T. 2011. An Outbreak of *Trixacarus caviae* Infestation in guinea pigs at an animal petting facility and an evaluation of the safety and suitable dose of Selamectin treatment. J Parasitol 97 (4): 731-734.
49. Huamán M. 2009. Evaluación de la efectividad del Fipronil al 1% y la Ivermectina al 1% en el tratamiento de la sarna causada por el *Trixacarus caviae* en cuyes *Cavia porcellus*. Tesis de Médico Veterinario. Lima: Univ. Peruana Cayetano Heredia. 48p.
50. ITIS. 2018. Jerarquía taxonómica de *Cavia porcellus*. [Internet]. [13 julio 2018]. Disponible en: www.itis.gov/
51. Jofré L, Noemí L, Neira P, Saavedra T, Díaz C. 2009. Acarosis y zoonosis relacionadas. Rev Chil Infect; 26 (3): 248-257. Doi: 10.4067/S0716-10182009000400008

52. Kajjak N y Pautrat W. 2004. Control ecológico de ectoparásitos en cuyes mediante el tabaco silvestre (*Nicotiana paniculada*). Instituto Nacional de Innovación Agraria. En: XXVII Reunión APPA: Piura. Asociación Peruana de Producción Animal.
53. Klompen J. 1992. Phylogenetic relationships in the mite family Sarcoptidae (Acari: Astigmata). Misc Publ Univ Michigan Mus Zool. 180: 1–155.
54. Lareschi M, Cicuttin G, De Salvo M, Ibañez L, Montalti D. 2017. The tropical fowl mite *Ornithonyssus bursa* (Acari: Mesostigmata: Macronyssidae) parasitizing the European starling *Sturnus vulgaris* (Aves: Passeriformes: Sturnidae), an invasive bird in central Argentina. An approach to the bacterial fauna of this mite. Rev Mex Biodiv 88(2): 454–458. Doi: 10.1016/j.rmb.2017.03.022
55. Lévano M y Chauca L. 2008. Identificación del *Trixacarus caviae* en granjas de cuyes familiar comercial y comercial. En: XXXI Reunión APPA. Lima: Asociación Peruana de Producción Animal.
56. Levy M, Bowman N, Kawai V, Waller L, Cornejo del Carpio J, Cordova B, Gliman R, Bern C. 2006. Periurban *Trypanosoma cruzi* infected *Triatoma infestans*, Center for disease control and prevention, Arequipa, Perú. Em Infec Dis Journ 12 (9): 1345-1352. Doi: 10.3201 / eid1209.051662
57. Martín M. 1994. Manual de recolección y preparación de ectoparásitos (Malófagos, Anopluros, Sifonapteros y ácaros). Vol 3. Madrid: Consejo superior de investigaciones científicas. 39 p.
58. McClain D, Dana A, Goldenberg G. 2009. Mite infestations. Derm Ther. 22(4): 327–346. Doi: 10.1111/j.1529-8019.2009.01245.x
59. Mehlhorn H. 2016. Animal parasites: Diagnosis, treatment, prevention. Switzerland: Springer. 719 p.
60. MINAGRI. 2012. Lima: Ministerio de Agricultura y Riego. [Internet] [12 julio 2018]. Disponible en: <http://minagri.gob.pe/portal/40-sector-agrario/situacion-de-las-actividades-de-crianza-y-produccion/300-cuyes?limitstart=0>
61. Mircean V, Titilincu A, Bagul T, Dumitrache M. 2009. Research on the etiology of skin diseases in laboratory animals. Bulletin Univ Agric Sci Vet Med Romania. 66 (2).
62. Morales S. 2017. Patógenos bacterianos y parasitarios más frecuentes de crianza familiar – comercial en tres distritos de la provincia de Bolognesi, Departamento de Ancash en época de seca. Tesis de Magister en Sanidad animal. Lima: Univ. Nac. Mayor de San Marcos. 79 p.
63. Morishita T y Schaul J. 2007. Parasites of birds. 2nd ed. En: Baker DG ed. Flynn's parasites of laboratory animals. Iowa: Blackwell Publishing. 217-230 p.
64. Mpller A. 1993. Ectoparasites increase the cost of reproduction in their hosts. J Anim Ecology. 62: 309-322. Doi: 10.2307 / 5362

65. Mullen G y Durden L. 2002. Medical and veterinary entomology. 1ra ed. USA: Elsevier Science. 590 p.
66. OIE. Oficina Internacional de Epizootias. 2008. Sarna. Vol 2. Ginebra: OIE. Manual sobre animales terrestres. 13 p.
67. Ordoñez R. 1997. Efecto de dos niveles de proteína y fibra cruda en el alimento de cuyes (*Cavia porcellus*) en lactación y crecimiento. Tesis de ingeniero zootecnista. Lima: Univ. Nac. Agraria La Molina. 65 p.
68. Overgaaauw P, Avermaete V, Mertens C, Meijer M, Schoemaker N. 2017. Prevalence and zoonotic risks of *Trichophyton mentagrophytes* and *Cheyletiella* spp. in guinea pigs and rabbits in Dutch pet shops. Vet Microb. 205:106–109. Doi: 10.1016/j.vetmic.2017.05.008
69. Paiva M, Amorin A, Maués N. 2004. Parasitismo por Acari e Phthiraptera em cobaios *Cavia porcellus* (Linnaeus, 1758) de ambientes rural e urbano nos municípios de Silva Jardim e Duque de Caxias, Rio de Janeiro, Brasil. Braz J vet Res anim Sci 41(4): 240-246.
70. Paterson S. 2006. Skin diseases and treatment of guinea pigs. En: Paterson S ed. Skin Diseases of Exotic Pets. Oxford: Blackwell Science. 238–240 p.
71. Pazmiño D. 2005. Diferentes niveles de cascara de maracuyá como subproducto no tradicional en la alimentación de cuyes. Tesis de ingeniero zootecnista. Riobamba: Escuela superior politécnica de Chimborazo. 93 p.
72. Pereira, C. 2006. Artrópodes e Helminths parasitos de *Cavia aperea* Exerleben, 1777 (Rodentia: Caviidae) no sul do Brasil. Dissertação (Mestrado). Universidade Federal de Pelotas. 70 p.
73. Pozo E, Troncos G, Palacios A, Arévalo F, Carrión G, Laguna-Torres V. 2005. Distribución y hospederos de pulgas (Siphonaptera) en la provincia de Ayabaca, Piura-1999. Rev Peru Med Exp Salud Pública 22(4). 316 – 320 p.
74. Quesenberry K, Donnelly T, Mans C. 2012. Guinea pig and chinchilla. En: Quesenberry K y Carpenter J, eds. Ferrets, rabbits and rodents: clinical medicine and surgery. 3ra ed. St. Louis: Elsevier. 279 - 310 p.
75. Quiroz H. 2005. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. México: Limusa. 876 p.
76. Radostits O, Mayhew I, Houston D. 2002. Examen y diagnóstico clínico en veterinaria. Madrid: Harcourt. 771 p.
77. Rigby C. 1976. Natural infections of guinea pigs. Lab anim 10: 119 – 142.
78. Robles K, Pinedo R, Morales S, Chávez A. 2014. Parasitosis externa en cuyes (*Cavia porcellus*) de crianza familiar-comercial en las épocas de lluvia y seca en Oxapampa, Perú. Rev Inv Vet Perú 25 (1): 51-57.
79. Ronald N y Wagner J. 1976. The arthropod parasites of the genus *Cavia*. En: Wagner J, Manning P, eds. The biology of the guinea pig. New york: Academic Press. 201 – 209 p.

80. Schönfelder J, Henneveld K, Schönfelder A, Hein A, Müller R. 2010. Case report. Concurrent infestation of *Demodex caviae* and *Chirodiscoides caviae* in a guinea pig. Tierärztl Prax 38(1): 28–30.
81. Serra-Freire N y Pinto de Mello R. 2006. Entomología y acarología na Medicina Veterinária. Rio de Janeiro: L.F. Livros. 199 p.
82. Sevilla R. 1994. Evaluación de la ciromazina (Larvadex) en el tratamiento contra pulgas en cobayos. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, IVITA. En: XXVII Reunión APPA: Lima. Asociación Peruana de Producción Animal.
83. Singh S, Dimri U, Ahmed Q, Sayedda K., Singh K. 2012. Efficacy of doramectin in *Trixacarus caviae* infestation in guinea pig (*Cavia porcellus*). J Parasitol Dis 37 (1): 148-150. Doi: 10.1007/s12639-012-0155-7
84. Soulsby E. 1987. Parasitología y enfermedades parasitarias en los animales domésticos. 7ª ed. México: Oficina Sanitaria Panamericana. 820 p.
85. Suckow M, Stevens K, Wilson R. 2012. The laboratory rabbit, guinea pig, hamster, and other rodents. San Diego: Elsevier. 1268p
86. Szép T y Møller A. 2000. Exposure to ectoparasites increases within-brood variability in size and body mass in the sand martin. Oecologia. 125(2): 201–207. Doi: 10.1007/s004420000447
87. Taylor M, Coop R, Wall R. 2016. Veterinary parasitology. 4ta ed. Oxford: Wiley Blackwell. 1024 p.
88. Téllez M, Sordo C, Ruiz A, Tucto S, Manrique A. 2008. Dermatitis por ácaros de palomas. Primer reporte de la presencia de *Ornithonyssus sylviarum* en el Perú. Folia Dermatol Peru: 19(2): 63-68.
89. Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW, 2001. Parasitología veterinaria. 2da ed. Zaragoza: Acribia. 355 p.
90. Vargas J. 2011. Curtición de pieles de cuy para la petelería con la utilización de diferentes niveles de alumbre. Tesis de ingeniero zootecnista. Riobamba: Escuela superior politécnica de Chimborazo. 120 p.
91. Vidal A, Samamé B, Jara M, Chauca F. 2006. Fipronil para el control de pulgas en cuyes (*Cavia porcellus*). Universidad Alas Peruanas. En: XVII Reunión APPA. Huancayo: Asociación Peruana de Producción Animal.
92. Wall R y Shearer D. 2001. Veterinary ectoparasites: Biology, pathology and control. 2da ed. Oxford: Blackwell Science. 262 p.
93. Weatherspark. 2018. Clima promedio de Matahuasi Perú en todo el año. [Internet]. [27 julio 2018]. Disponible en: <https://es.weatherspark.com/y/22329/Clima-promedio-en-Matahuasi-Per%C3%BA-durante-todo-el-a%C3%B1o>

94. Weddle, C.B. 2000. Effects of ectoparasites on nestling body mass in the house sparrow. *The Condor* 102: 684-687. Doi: 10.1650/0010-5422(2000)102
95. White S, Bourdeau P, Meredith A. 2003. Dermatologic problems in guinea pigs. *Comp Vet Learn* 25 (9): 690-697.
96. Zajac A y Conboy G. 2012. *Veterinary clinical parasitology*. 8 ed. Oxford: Wiley Blackwell. 362 p.
97. Zevallos D. 2001. *El Cuy, su Cría y Explotación*. 1a ed. Lima: Ediciones Enrique Capelleti. 190 p.